

DE 00/30H

**PRIORITY
DOCUMENT**

SUBMITTED OR TRANSMITTED IN
COMPLIANCE WITH RULE 17.1(a) OR (b)



REC'D 05 DEC 2000

PO

PCT

**Prioritätsbescheinigung über die Einreichung
einer Patentanmeldung**

4

Aktenzeichen:

199 45 398.5

Anmeldetag:

22. September 1999

Anmelder/Inhaber:

FRIZ Biochem GmbH, München/DE

Erstanmelder: Dr. Gerhard Hartwich,
München/DE

Bezeichnung:

Elektrochemische Detektion von sequenz-
spezifischen Nukleinsäure-Oligomer-Hybridi-
sierungsereignissen

IPC:

C 07 H, C 07 K, H 01 L

Die angehefteten Stücke sind eine richtige und genaue Wiedergabe der ur-
sprünglichen Unterlagen dieser Patentanmeldung.

München, den 28. November 2000
Deutsches Patent- und Markenamt
Der Präsident
Im Auftrag

Zusammenfassung

Die vorliegende Erfindung betrifft ein Verfahren zur elektrochemischen Detektion von sequenzspezifischen Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierungsereignissen. Dabei dienen DNA-/RNA-/PNA-Oligomer-Einzelstränge, die mit einem Ende an einer leitfähigen Oberfläche gebunden und am anderen, freien Ende mit einer katalytisch redoxaktiven Einheit verknüpft sind, als Hybridisierungsmatrix (Sonde). Durch Behandlung mit der zu untersuchenden Oligonukleotid-Lösung (Target) wird ein Teil der Einzelstrang-Oligonukleotide hybridisiert, wodurch die ursprünglich nicht oder nur schwach vorhandene elektrische Kommunikation zwischen der leitfähigen Oberfläche und der katalytisch redoxaktiven Einheit erhöht wird. Somit wird die Detektion eines Hybridisierungsereignisses durch elektrochemische Verfahren wie Voltametrie, Amperometrie, Potentiometrie oder Leitfähigkeitsmessung ermöglicht.

Elektrochemische Detektion von sequenzspezifischen Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierungsereignissen.

Technisches Gebiet

Die vorliegende Erfindung betrifft ein modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer, sowie ein Verfahren zur elektrochemischen Detektion von sequenzspezifischen Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierungsereignissen bzw. von redoxaktiven Substanzen sowie ein Verfahren zur parallelen elektrochemischen Detektion verschiedener sequenzspezifischer Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierungsereignisse bzw. von verschiedener redoxaktiver Substanzen mittels eines Elektroden-Arrays.

Stand der Technik

Zur Sequenzanalyse von DNA und RNA, z. B. in der Krankheitsdiagnose, bei toxikologischen Testverfahren, in der genetischen Forschung und Entwicklung, sowie auf dem Agrar- und pharmazeutischen Sektor, werden im allgemeinen gel-elektrophoretische Verfahren mit autoradiographischer oder optischer Detektion verwendet.

Beim wichtigsten gel-elektrophoretischen Verfahren mit optischer Detektion, dem Sanger-Verfahren wird eine DNA enthaltende Lösung in vier Ansätze aufgeteilt. Zur Unterscheidung der vier Ansätze ist der Primer (komplementäre Startsequenz zur Replikation) jedes Ansatzes mit je einem bei verschiedener Wellenlänge emitierenden Fluoreszenzfarbstoff kovalent modifiziert. Ausgehend vom Primer wird jeder Ansatz durch DNA-Polymerase I enzymatisch repliziert. Neben den dazu nötigen Desoxyribonucleosid-Triphosphaten der Basen A (Adenin), T (Thymin), C (Cytosin), und G (Guanin) enthält jedes Reaktionsgemisch noch genügend 2',3'-Dideoxynalogon eines dieser Nukleosidtriphosphate als Stopbase (je eine der 4 möglichen Stopbasen pro Ansatz), um die Replikation an allen möglichen Bindungsstellen zu stoppen. Nach Vereinigung der vier Ansätze entstehen replizierte DNA-Fragmente aller Längen mit stopbasenspezifischer Fluoreszenz, die gel-elektrophoretisch der Länge nach sortiert und durch Fluoreszenz-Spektroskopie charakterisiert werden können.



Ein anderes optisches Detektionsverfahren basiert auf der Anlagerung von Fluoreszenzfarbstoffen wie z. B. Ethidiumbromid an Oligonukleotide. Im Vergleich zur freien Lösung des Farbstoffs ändert sich die Fluoreszenz solcher Farbstoffe bei Assoziation mit doppelsträngiger DNA oder RNA drastisch und kann deshalb zum Nachweis hybridisierter DNA oder RNA verwendet werden.

Bei der radioaktiven Markierung wird ^{32}P in das Phosphatgerüst der Oligonukleotide eingebaut, wobei ^{32}P gewöhnlich am 5'-Hydroxylende durch Polynukleotid-Kinase addiert wird. Die markierte DNA wird anschließend an jeweils einem der vier Nukleotidtypen bevorzugt gespalten und zwar unter definierten Bedingungen, so daß pro Kette durchschnittlich eine Spaltung erfolgt. Damit liegen im Reaktionsgemisch für einen bestimmten Basentyp Ketten vor, die sich von der ^{32}P -Markierung bis zur Position dieser Base erstrecken (bei mehrfachem Auftreten der Base erhält man entsprechend Ketten unterschiedlicher Länge). Die vier Fragmentgemische werden anschließend auf vier Bahnen gel-elektrophoretisch aufgetrennt. Danach wird vom Gel ein Autoradiogramm angefertigt, an dem die Sequenz unmittelbar abgelesen werden kann.

Vor einigen Jahren wurde ein weiteres, auf optischer (oder autoradiographischer) Detektion beruhendes Verfahren zur DNA-Sequenzierung entwickelt, nämlich die Sequenzierung durch Oligomer-Hybridisierung (vgl. z. B. Drmanac et al., Genomics 4, (1989), S. 114-128 oder Bains et al., Theor. Biol. 135, (1988), S. 303-307). Bei diesem Verfahren wird ein vollständiger Satz kurzer Oligonukleotide bzw. Nukleinsäure-Oligomere (Sonden-Oligonukleotide), z. B. alle 65536 möglichen Kombinationen der Basen A, T, C und G eines Oligonukleotid-Oktamers auf ein Trägermaterial gebunden. Die Anbindung geschieht in einem geordneten Raster aus 65536 Test-Sites, wobei jeweils eine größere Menge einer Oligonukleotid-Kombination ein Test-Site definieren und die Position jeder einzelnen Test-Site (Oligonukleotid-Kombination) bekannt ist. Auf solch einer Hybridisierungsmatrix, dem Oligomer-Chip, wird ein DNA-Fragment, dessen Sequenz man ermitteln will (das Target), mit Fluoreszenzfarbstoff (oder ^{32}P) markiert und unter Bedingungen, die nur eine spezifische Doppelstrangbildung erlauben, hybridisiert. Dadurch bindet das Target DNA-Fragment nur an die Nukleinsäure-Oligomere (im Beispiel an die Oktamere), deren komplementäre Sequenz exakt einem Teil (einem Oktamer) seiner eigenen Sequenz entspricht. Durch optische (oder autoradiographische) Detektion der Bindungsposition des hybridisierten DNA-Fragments werden damit alle im Fragment vorhandenen Nukleinsäure-Oligomersequenzen (Oktamersequenzen) bestimmt. Aufgrund der Überlappung benachbarter Nukleinsäure-

Oligomersequenzen kann durch geeignete mathematische Algorithmen die fortlaufende Sequenz des DNA-Fragments bestimmt werden. Die Vorteile dieses Verfahrens liegen unter anderem in der Miniaturisierung der Sequenzierung und damit in der enormen Datenmenge, die gleichzeitig in einem Arbeitsgang erfaßt wird. Daneben kann auf Primer und auf das gel-elektrophoretische Auftrennen der DNA-Fragmente verzichtet werden. Beispielhaft ist dieses Prinzip in Figur 1 für ein 13 Basen langes DNA-Fragment gezeigt.

Neben der sogenannten de-novo Sequenzierung bisher unbekannter Oligonukleotide-Sequenzen können auf dem oben beschriebenen Oligomer-Chip auch Oligonukleotid-Sequenzen bzw. DNA-Fragmente gebunden werden, die ein oder mehrere bekannte Gene kodieren. So kann z. B. für jedes gesuchte Gen bekannter Basensequenz eine ausreichende Anzahl von Oligonukleotid-Sequenzen aus z. B. je 20 Basen, die zu entsprechenden Sequenzabschnitten des gesuchten Gens mit bekannter Basensequenz komplementär sind, auf einem Trägermaterial aufgebracht werden, um dieses Gen mit sehr hoher Wahrscheinlichkeit nachzuweisen. Andererseits können auf einem Oligomer-Chip auch bekannte Gen auf Mutationen hin geprüft werden, indem z. B. die entsprechenden Sequenzabschnitte der Gene mit und ohne Mutation auf dem Trägermaterial aufgebracht werden.

Die Verwendung radioaktiver Markierungen bei der DNA-/RNA-Sequenzierung ist mit mehreren Nachteilen verbunden, wie z. B. aufwendige, gesetzlich vorgeschriebene Sicherheitsvorkehrungen beim Umgang mit radioaktiven Materialien, die Strahlenbelastung, das begrenzte räumliche Auflösungsvermögen (maximal 1mm²) und eine Sensitivität, die nur dann hoch ist, wenn die Strahlung der radioaktiven Fragmente entsprechend lange (Stunden bis Tage) auf einen Röntgenfilm einwirkt. Es kann zwar die räumliche Auflösung durch zusätzliche Hard- und Software erhöht und die Detektionszeit durch die Verwendung von β -Scannern verkürzt werden, beides ist jedoch mit erheblichen zusätzlichen Kosten verbunden.

Die Fluoreszenzfarbstoffe, die üblicherweise zur Markierung der DNA verwendet werden, sind zum Teil (z. B. Ethidiumbromid) mutagen und erfordern, ebenso wie die Anwendung der Autoradiographie, entsprechende Sicherheitsvorkehrungen. In fast allen Fällen erfordert die Verwendung optischer Detektion den Gebrauch von einem oder mehreren Lasersystemen und somit geschultes Personal und entsprechende Sicherheitsvorkehrungen. Die eigentliche Detektion der Fluoreszenz erfordert zusätzliche Hardware, wie z. B. optische Bauelemente zur Verstärkung und, bei

verschiedenen Anregungs- und Abfragewellenlängen wie im Sanger-Verfahren, ein Kontrollsystem. Abhängig von den benötigten Anregungswellenlängen und der gewünschten Detektionsleistung können somit erhebliche Investitionskosten entstehen. Bei der Sequenzierung durch Hybridisierung auf dem Oligomer-Chip ist die Detektion noch (kosten)aufwendiger, da, neben dem Anregungssystem, zur 2-dimensionalen Detektion der Fluoreszenzspots hochauflösende CCD-Kameras (Charge Coupled Device Kameras) benötigt werden.

Obwohl es also quantitative und extrem sensitive Methoden zur DNA-/RNA-Sequenzierung gibt, sind diese Methoden zeitaufwendig, bedingen aufwendige Probenpräparation und teure Ausstattung und sind im allgemeinen nicht als transportable Systeme verfügbar.

Darstellung der Erfindung

Aufgabe der vorliegenden Erfindung ist es deshalb, eine Vorrichtung und ein Verfahren zur Detektion von Nukleinsäure-Oligomer-Hybriden zu schaffen, welche die Nachteile des Standes der Technik nicht aufweisen.

Diese Aufgabe wird erfindungsgemäß durch das modifizierte Nukleinsäure-Oligomer gemäß unabhängigem Patentanspruch 1, durch das Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers gemäß unabhängigem Anspruch X, durch die modifizierte leitfähige Oberfläche gemäß unabhängigem Patentanspruch X, das Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche gemäß unabhängigem Patentanspruch X und ein Verfahren zur elektrochemischen Detektion von Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierungsereignissen gemäß unabhängigem Patentanspruch X gelöst.

Im Rahmen der vorliegenden Erfindung werden die folgenden Abkürzungen und Begriffe benutzt:

Genetik

DNA	Desoxyribonukleinsäure
RNA	Ribonukleinsäure
PNA	Peptidnukleinsäure (synthetische DNA oder RNA, bei der die

	Zucker-Phosphat Einheit durch eine Aminosäure ersetzt ist. Bei Ersatz der Zucker-Phosphat Einheit durch die $-NH-(CH_2)_2-N(COCH_2-Base)-CH_2CO-$ Einheit hybridisiert PNA mit DNA.)
A	Adenin
G	Guanin
C	Cytosin
T	Thymin
U	Uracil
Base	A, G, T, C oder U
bp	Basenpaar
Nukleinsäure	wenigstens zwei kovalent verbundene Nukleotide oder wenigstens zwei kovalent verbundene Pyrimidin- (z. B. Cytosin, Thymin oder Uracil) oder Purin-Basen (z. B. Adenin oder Guanin). Der Begriff Nukleinsäure bezieht sich auf ein beliebiges "Rückgrat" der kovalent verbundenen Pyrimidin- oder Purin-Basen, wie z. B. auf das Zucker-Phosphat Rückgrat der DNA, cDNA oder RNA, auf ein Peptid-Rückgrat der PNA oder auf analoge Strukturen (z. B. Phosphoramid-, Thio-Phosphat- oder Dithio-Phosphat-Rückgrat). Wesentliches Merkmal einer Nukleinsäure im Sinne der vorliegenden Erfindung ist, daß sie natürlich vorkommende cDNA oder RNA sequenzspezifisch binden kann.
Nukleinsäure-Oligomer	Nukleinsäure nicht näher spezifizierter Basenlänge (z. B. Nukleinsäure-Oktamer: eine Nukleinsäure mit beliebigem Rückgrat, bei dem 8 Pyrimidin- oder Purin-Basen kovalent aneinander gebunden sind).
Oligomer	Äquivalent zu Nukleinsäure-Oligomer.
Oligonukleotid	Äquivalent zu Oligomer oder Nukleinsäure-Oligomer, also z. B. ein DNA, PNA oder RNA Fragment nicht näher spezifizierter Basenlänge.
Oligo	Abkürzung für Oligonukleotid.
Primer	Start-Komplementär-Fragment eines Oligonukleotids, wobei die Basenlänge des Primers nur ca. 4-8 Basen beträgt. Dient

Mismatch

als Ansatzpunkt für die enzymatische Replikation des Oligonukleotids.

Zur Ausbildung der Watson Crick Struktur doppelsträngiger Oligonukleotide hybridisieren die beiden Einzelstränge derart, daß die Base A (bzw. C) des einen Strangs mit der Base T (bzw. G) des anderen Strangs Wasserstoffbrücken ausbildet (bei RNA ist T durch Uracil ersetzt). Jede andere Basenpaarung bildet keine Wasserstoffbrücken aus, verzerrt die Struktur und wird als „Mismatch“ bezeichnet.

ss

single strand (Einzelstrang)

ds

double strand (Doppelstrang)

Katalytisch redoxaktive Einheit

redoxaktive Einheit

entspricht einer katalytisch redoxaktiven Einheit

katalytisch

redoxaktive Einheit

eine im Rahmen der vorliegenden Erfindung unter dem Oberbegriff „katalytisch redoxaktive Einheit“ bezeichnete Einheit besteht in der Regel aus einem oder mehreren redoxaktiven Zentren (Cofaktoren, prosthetischen Gruppen), die im folgenden als Elektron-Donoren bzw. Elektron Akzeptoren bezeichnet werden, und einem oder mehreren diese redoxaktiven Zentren bindenden Makromolekülen. Die katalytisch redoxaktive Einheit enthält also in ihrer erfindungsrelevanten Erscheinungsform ein oder mehrere Elektron-Donor-Moleküle und/oder ein oder mehrere Elektron-Akzeptor-Molekülen, wobei dieses (diese) Elektron-Donor-Molekül(e) und/oder dieses (diese) Elektron-Akzeptor-Molekül(e) an ein oder mehrere Makromoleküle gebunden ist/wird bzw. in diese(s) Makromolekül(e) eingebettet ist. Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-

Akzeptor(en) können untereinander durch eine oder mehrere kovalente oder ionische Bindungen, durch Wasserstoff-Brücken-Bindungen, van-der-Waals-Brücken, durch π - π -Wechselwirkung oder durch Koordination mittels Elektronenpaar-Donation und -Akzeptation miteinander verbunden sein, wobei kovalente Verbindungen direkte oder indirekte (z. B. über einen Spacer, nicht aber über ein

Nukleinsäure-Oligomer) Verbindungen sein können. Daneben können die Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) mit dem (den) Makromolekül(en) durch kovalente Anbindung an das (die) Makromolekül(e), durch

Einkapseln in passende molekulare Kavitäten (Bindungstaschen) des Makromoleküls (der Makromoleküle), durch ionische Bindungen, Wasserstoff-Brücken-Bindungen, van-der-Waals-Brücken, π - π -Wechselwirkung oder durch Koordination mittels Elektronenpaar-Donation und -Akzeptation zwischen dem(n) Makromolekül(en) und dem(n) Elektron-Donor-Molekül(en) und/oder dem(n) Elektron-Akzeptor-Molekül(en) verbunden sein. Sind mehrere Makromoleküle Bestandteil der katalytisch redoxaktiven Einheit kann die Bindung der Makromoleküle untereinander ebenfalls kovalent, ionisch, durch Wasserstoff-Brücken-Bindungen, van-der-Waals-Brücken, π - π -Wechselwirkung oder durch Koordination mittels Elektronenpaar-Donation und -Akzeptation erfolgen. Eine katalytisch redoxaktive Einheit kann im Minimalfall auch nur aus einem Makromolekül bestehen, wobei das Makromolekül dann in seiner erfindungsrelevanten Erscheinungsform auch als Elektron-Donor bzw. -Akzeptor wirkt. Sie kann auch nur aus einem Elektron-Donor bzw. -Akzeptor bestehen. Daneben kann die katalytisch redoxaktive Einheit auch durch spontane Zusammenlagerung der Bestandteil in Lösung (in situ) gebildet werden. Wesentliche Merkmale der katalytisch redoxaktiven Einheit sind neben der Zusammensetzung aus Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) und Makromolekül(en): (i) die Einheit ist in den erfindungsrelevanten Erscheinungsformen (Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) im

ursprünglichen bzw. oxidierten oder reduzierten Zustand) stabil und dissoziiert nicht in ihre Bestandteile, (ii) die elektrokatalytische Aktivität der Einheit (siehe unten), (iii) die Einheit enthält keine Nukleinsäure, (iv) die Zusammensetzung der Einheit aus Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) und/oder Makromolekül(en) kann - unabhängig von der Bindung zwischen den Bestandteilen - vom Fachmann erkannt werden, da die

M

redoxaktiven Zentren (Cofaktoren, prosthetischen Gruppen) und die zugehörige Matrix aus Makromolekül(en) (z. B. das Apoprotein bei Enzymen als Beispiel einer katalytisch redoxaktiven Einheit) prinzipiell auch getrennt voneinander

vorkommen können. Die katalytisch redoxaktive Einheit kann z. B. jedes beliebige redoxaktive Protein/Enzym aus der Gruppe der Oxidasen bzw. der Reduktasen, durch Proteinengineering oder Genmutation veränderte Proteine/Enzyme aus dieser Gruppe der Oxidasen bzw. Reduktasen oder eine künstlich hergestellte Einheiten aus einem oder mehreren redoxaktiven Zentren (Elektron-Donor bzw. Akzeptor) bzw. eine künstlich hergestellte Einheiten aus einem oder mehreren redoxaktiven Zentren (Elektron-Donor bzw. Akzeptor) und einem oder mehreren diese redoxaktiven Zentren bindenden Makromolekülen sein.

Cofaktor

entspricht einem redoxaktiven Zentrum (Elektron-Donor bzw. Akzeptor) der katalytisch redoxaktiven Einheit

prosthetische
Gruppe

entspricht einem redoxaktiven Zentrum (Elektron-Donor bzw. Akzeptor) der katalytisch redoxaktiven Einheit

redoxaktives
Zentrum der
katalytisch
redoxaktiven Einheit

das redoxaktive Zentrum der katalytisch redoxaktiven Einheit zeichnet sich dadurch aus, daß es gegenüber einem für die katalytisch redoxaktive Einheit spezifischen Substrat als Elektron-Donor bzw. -Akzeptor wirkt. Besitzt eine katalytisch redoxaktive Einheit mehrere redoxaktive Zentren (Elektron-Donoren und/oder Elektron-Akzeptoren) kann es zudem zu einer Ladungsübertragung innerhalb der katalytisch redoxaktiven Einheit kommen: Nach dem Ladungstransfer zwischen dem für die katalytisch redoxaktive Einheit spezifischen Substrat und einem ersten redoxaktiven Zentrum ist ein weiterer Ladungstransfer zwischen diesem ersten

redoxaktiven Zentrum und einem weiteren redoxaktiven Zentrum derselben katalytisch redoxaktiven Einheit möglich, wobei dieses zweite redoxaktive Zentrum wiederum Ladung auf ein drittes redoxaktives Zentrum transferieren kann usw.. Innerhalb der katalytisch redoxaktiven Einheit kann es also zu einem sukzessiven Ladungstransfer kommen, wenn die katalytisch redoxaktiven Einheit mehrere redoxaktive Zentren

enthält. Dabei wird der Prozess der sukzessiven Ladungstransfers durch die Gegenwart des für die katalytisch redoxaktiven Einheit spezifischen Substrats (mit seiner Eigenschaft spontan eine Ladung zwischen Substrat und katalytisch redoxaktiver Einheit zu transferieren) initiiert.

Elektron-Donor-Molekül

entspricht einem Elektron-Donor.

Elektron-Akzeptor-Molekül

entspricht einem Elektron-Akzeptor.

Elektron-Donor

Der Begriff Elektron-Donor bezeichnet im Rahmen der vorliegenden Erfindung einen Bestandteil der katalytisch redoxaktiven Einheit. Bei einem Elektron-Donor handelt es sich um ein Molekül, das unmittelbar oder nach Einwirkung bestimmter äußerer Umstände ein Elektron an einen Elektron-Akzeptor transferieren kann. Ein solcher äußerer Umstand ist z. B. die Oxidation oder Reduktion des Elektron-Donors oder -Akzeptors der katalytisch redoxaktiven Einheit durch ein externes Oxidations- oder Reduktionsmittel sein, also z. B. die Übertragung eines Elektrons auf den Elektron-Donor durch ein Reduktionsmittel bzw. die Abgabe eines Elektrons durch den Elektron-Akzeptor an ein Oxidationsmittel sein. Diese Oxidations- bzw. Reduktionsmittel können externe redoxaktive Substanzen sein, d. h. sie sind nicht kovalent mit der katalytisch redoxaktiven Einheit, dem Nukleinsäure-Oligomer oder der leitfähigen Oberfläche verbunden, stehen aber mit diesen, z. B. über die der modifizierten leitfähigen Oberfläche zugefügte Lösung, in Kontakt, wobei insbesondere die für die katalytisch redoxaktive Einheit spezifischen Substrate als externe Oxidations- oder Reduktionsmittel wirken können. Daneben ~~kann ein externes Oxidations- oder Reduktionsmittel auch~~ kovalent mit dem Nukleinsäure-Oligomer verbunden sein, wobei das Oxidations- bzw. Reduktionsmittel an einer Stelle des Nukleinsäure-Oligomers kovalent angebunden ist, die mindestens zwei kovalent verbundene Nukleotide oder wenigstens zwei kovalent verbundene Pyrimidin- oder Purin-Basen von der kovalenten Anbindungsstelle der redoxaktiven Einheit entfernt ist, bevorzugt an dem der Modifikation mit

katalytisch redoxaktiver Einheit entgegengesetzten Ende des Oligonukleotids in der Nähe der leitfähigen Oberfläche. Insbesondere kann auch die leitfähige Oberfläche (Elektrode) als externes Oxidations- bzw. Reduktionsmittel wirken. Die

Fähigkeit als Elektron-Donor oder -Akzeptor zu wirken ist relativ, d. h. ein Molekül, das unmittelbar oder nach Einwirkung bestimmter äußerer Umstände gegenüber einem anderen Molekül als Elektron-Donor wirkt, kann gegenüber diesem Molekül unter abweichenden experimentellen Bedingungen oder gegenüber einem dritten Molekül unter gleichen oder abweichenden experimentellen Bedingungen auch als Elektron-Akzeptor wirken.

Elektron-Akzeptor

Der Begriff Elektron-Akzeptor bezeichnet im Rahmen der vorliegenden Erfindung einen Bestandteil einer katalytisch redoxaktiven Einheit. Bei einem Elektron-Akzeptor handelt es sich um ein Molekül, das unmittelbar oder nach Einwirkung bestimmter äußerer Umstände ein Elektron von einem Elektron-Donor aufnehmen kann. Ein solcher äußerer Umstand ist z. B. die Oxidation oder Reduktion des Elektron-Donors oder -Akzeptors der katalytisch redoxaktiven Einheit durch ein externes Oxidations- oder Reduktionsmittel sein, also z. B. die Übertragung eines Elektrons auf den Elektron-Donor durch ein Reduktionsmittel bzw. die Abgabe eines Elektrons durch den Elektron-Akzeptor an ein Oxidationsmittel sein. Diese Oxidations- bzw. Reduktionsmittel können externe redoxaktive Substanzen sein, d. h. sie sind nicht kovalent mit der katalytisch redoxaktiven Einheit, dem Nukleinsäure-Oligomer oder der leitfähigen Oberfläche verbunden, stehen aber mit diesen, z. B. über die der modifizierten leitfähigen Oberfläche zugefügte Lösung, in Kontakt, wobei insbesondere die für die katalytisch

redoxaktive Einheit spezifischen Substrate als externe Oxidations- oder Reduktionsmittel wirken können. Daneben kann ein externes Oxidations- oder Reduktionsmittel auch kovalent mit dem Nukleinsäure-Oligomer verbunden sein, wobei das Oxidations- bzw. Reduktionsmittel an einer Stelle des Nukleinsäure-Oligomers kovalent angebunden ist, die mindestens zwei kovalent verbundene Nukleotide oder

wenigstens zwei kovalent verbundene Pyrimidin- oder Purin-Basen von der kovalenten Anbindungsstelle der katalytisch redoxaktiven Einheit entfernt ist, bevorzugt an dem der Modifikation mit redoxaktiver Einheit entgegengesetzten Ende

des Oligonukleotids in der Nähe der leitfähigen Oberfläche. Insbesondere kann auch die leitfähige Oberfläche (Elektrode) als externes Oxidations- bzw. Reduktionsmittel wirken. Die Fähigkeit als Elektron-Akzeptor oder -Donor zu wirken ist relativ, d. h. ein Molekül, das unmittelbar oder nach Einwirkung bestimmter äußerer Umstände gegenüber einem anderen Molekül als Elektron-Akzeptor wirkt, kann gegenüber diesem Molekül unter abweichenden experimentellen Bedingungen oder gegenüber einem dritten Molekül unter gleichen oder abweichenden experimentellen Bedingungen auch als Elektron-Donor wirken.

Oxidationsmittel

chemische Verbindung (chemische Substanz), die durch Aufnahme von Elektronen aus einer anderen chemischen Verbindung (chemischen Substanz, Elektron-Donor, Elektron-Akzeptor) diese andere chemische Verbindung (chemischen Substanz, Elektron-Donor, Elektron-Akzeptor) oxidiert. Ein Oxidationsmittel verhält sich analog zu einem Elektron-Akzeptor, wird aber im Rahmen der vorliegenden Erfindung als Begriff für einen externen, nicht unmittelbar zur katalytisch redoxaktiven Einheit gehörigen Elektron-Akzeptor verwendet. Nicht unmittelbar bedeutet in diesem Zusammenhang, daß das Oxidationsmittel entweder ein für die katalytisch redoxaktive Einheit spezifisches Substrat ist oder eine freie redoxaktive Substanz, die nicht an das Nukleinsäure-Oligomer gebunden ist, aber mit diesem in Kontakt steht. Daneben kann das Oxidationsmittel kovalent an das Nukleinsäure-Oligomer

angebunden sein, jedoch an einer Stelle des Nukleinsäure-Oligomers, die mindestens zwei kovalent verbundene Nukleotide oder wenigstens zwei kovalent verbundene Pyrimidin- oder Purin-Basen von der kovalenten Anbindungsstelle der katalytisch redoxaktiven Einheit entfernt ist. Insbesondere kann auch die Elektrode das Oxidationsmittel darstellen.

Reduktionsmittel

chemische Verbindung (chemische Substanz), die durch Abgabe von Elektronen an eine andere chemische Verbindung (chemische Substanz, Elektron-Donor, Elektron-Akzeptor) diese andere chemische Verbindung (chemischen Substanz, Elektron-

Donor, Elektron-Akzeptor) reduziert. Ein Reduktionsmittel verhält sich analog zu einem Elektron-Donor, wird aber im Rahmen der vorliegenden Erfindung als Begriff für einen externen, nicht unmittelbar zur katalytisch redoxaktiven Einheit gehörigen Elektron-Donor verwendet. Nicht unmittelbar bedeutet in diesem Zusammenhang, daß das Reduktionsmittel entweder ein für die katalytisch redoxaktive Einheit spezifisches Substrat ist oder eine freie redoxaktive Substanz, die nicht an das Nukleinsäure-Oligomer gebunden ist, aber mit diesem in Kontakt steht oder daß das Reduktionsmittel kovalent an das Nukleinsäure-Oligomer angebunden ist, jedoch an einer Stelle des Nukleinsäure-Oligomers, die mindestens zwei kovalent verbundene Nukleotide oder wenigstens zwei kovalent verbundene Pyrimidin- oder Purin-Basen von der kovalenten Anbindungsstelle der redoxaktiven Einheit entfernt ist. Insbesondere kann auch die Elektrode das Reduktionsmittel darstellen.

redoxaktiv

redoxaktiv bezeichnet die Eigenschaft einer redoxaktiven Einheit unter bestimmten äußeren Umständen an ein geeignetes Oxidationsmittel Elektronen abzugeben oder von einem geeigneten Reduktionsmittel Elektronen aufzunehmen bzw. die Eigenschaft einer redoxaktiven Substanz unter bestimmten äußeren Umständen an einen geeigneten Elektron-Akzeptor Elektronen abzugeben oder von einem geeigneten Elektron-Donor Elektronen aufzunehmen.

Analyt

entspricht einem Substrat

Substrat

freies, nicht kovalent mit der katalytisch redoxaktiven Einheit, dem Nukleinsäure-Oligomer oder der leitfähigen Oberfläche verbundes, aber mit diesen, z. B. über die der modifizierten leitfähigen Oberfläche zugefügte Lösung, in Kontakt stehendes Oxidations- oder Reduktionsmittel, wobei das Substrat z. B. ein geladenes oder ungeladenes Molekül, ein beliebiges Salz,

ein Ion oder ein redoxaktives Protein oder Enzym (Oxidoreduktase) sein kann. Das Substrat ist dadurch gekennzeichnet, daß es von der katalytisch redoxaktiven Einheit durch die Ausbildung spezifischer Wechselwirkungen

zwischen Substrat und katalytisch redoxaktiver Einheit erkannt wird und den Donor (bzw. den Akzeptor) der katalytisch redoxaktiven Einheit reduzieren (bzw. oxidieren) kann, wobei die katalytische Aktivität der katalytisch redoxaktiven Einheit diese Redoxreaktion des Substrats zum Produkt beschleunigt (katalysiert).

katalytische Aktivität

die katalytische Aktivität der katalytisch redoxaktiven Einheit wirkt sich beschleunigend auf die spezifische Reaktion zwischen der Einheit und dem zugehörigen Substrat aus und ermöglicht so einen Reaktionsablauf, der ohne die katalytische Aktivität der Einheit nicht bzw. nur in nicht wahrnehmbarem Umfang stattfindet. Diese katalytische Aktivität der redoxaktiven Einheit wird durch Stabilisierung des jeweiligen Übergangszustands, i. e. der energiereichsten Spezies, im Reaktionsablauf zwischen katalytisch redoxaktiver Einheit und zugehörigem Substrat erreicht.

elektrokatalytische
Aktivität

die elektrokatalytische Aktivität der katalytisch redoxaktiven Einheit steht in engem Bezug zur katalytischen Aktivität der Einheit. Durch die Anwesenheit der katalytisch redoxaktiven Einheit und deren Einbindung in den Reaktionsablauf der Elektrodenreaktion des Substrats zum Produkt (Ablauf der Gesamtreaktion der elektrochemische Redoxreaktion zwischen einer Elektrode und dem Substrat, i.e. Abgabe von Elektronen aus der Elektrode an das Substrat bzw. Abgabe von Elektronen vom Substrat an die Elektrode, über die Zwischenstufen Redoxreaktion zwischen Substrat und katalytisch redoxaktiver

Einheit und Redoxreaktion zwischen redoxaktiver Einheit und Elektrode) wird die elektrochemische Umwandlung des Substrats an der Elektrode beschleunigt. Die elektrokatalytische Aktivität einer an einer Elektrode immobilisierten katalytisch redoxaktiven Einheit reduziert die Aktivierungsenergie der Elektrodenreaktion des Substrats zum Produkt (Energie des energiereichsten Zustandes für den Reaktionsablauf der Umwandlung des

Substrat in das Produkt an der Elektrode) und führt dadurch zu einer Verschiebung des für die Elektrodenreaktion des Substrats zum Produkt notwendigen Elektrodenpotentials in Richtung des Gleichgewichtspotentials für diese Elektrodenreaktion. Die

Erniedrigung des Aktivierungspotentials führt zu einem Abbau der für eine Elektrodenreaktion notwendige Überspannung und damit zu einer Zunahme des Elektronenflusses zwischen Elektrode und Substrat bei einem bestimmten für die Elektrodenreaktion geeigneten Elektrodenpotential (diese Zunahme wird im allgemeinen als katalytischer Strom bezeichnet). Wesentliche Folge der elektrokatalytischen Aktivität ist also, daß die elektrochemische Umwandlung des Substrats in das Produkt in Gegenwart und unter Beteiligung der katalytisch redoxaktiven Einheit bei einem Elektrodenpotential durchgeführt werden kann, bei dem in Abwesenheit der katalytisch redoxaktiven Einheit kein oder nur sehr geringer Strom fließt.

Spezifität der
katalytisch
redoxaktiven Einheit

die katalytisch redoxaktive Einheit wirkt sowohl in Hinblick auf das mit der katalytisch redoxaktiven Einheit wechselwirkende Substrat als auch in Hinblick auf die mit dem jeweiligen Substrat durchgeführte Reaktion spezifisch. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung sind Redoxreaktionen die bevorzugten Reaktionen zwischen katalytisch redoxaktiver Einheit und Substrat.

Initiationsprozess

bei entsprechend gewählten äußeren Umständen entfaltet die katalytisch redoxaktive Einheit ihre Redoxaktivität, also ihre Eigenschaft, z. B. an ein geeignetes Oxidationsmittel Elektronen abzugeben bzw. von einem geeigneten Reduktionsmittel Elektronen aufzunehmen, erst nach einem Initiationsprozess. Solch ein Initiationsprozess kann die Zugabe von Substrat mit seiner Eigenschaft Ladung auf die katalytisch redoxaktive Einheit zu übertragen sein: So wird

die reduktive Eigenschaft einer katalytisch redoxaktiven Einheit erst durch die Übertragung von Elektron(en) vom Substrat auf den/einen Elektron-Donor "D" ermöglicht, entweder in Gegenwart eines Oxidationsmittel, das D⁺, jedoch nicht D, oxidieren kann oder weil nach sukzessiver Ladungsübertragung innerhalb der katalytisch redoxaktiven Einheit das Elektron von D⁺ auf einen Akzeptor "A"

übertragen wird (direkt oder über mehrere Elektronentransferschritte zu intermediären Elektron-Akzeptoren) und ein Oxidationsmittel zugegen ist, das nur von diesem reduzierten Akzeptor "A" der katalytisch redoxaktiven Einheit Elektronen aufnimmt, jedoch nicht von A. Insbesondere kann dieses Oxidationsmittel auch eine Elektrode sein, z. B. wenn die Elektrode auf ein Potential gesetzt wird, bei dem D^- (bzw. A^-), jedoch nicht D (bzw. A), oxidiert wird. Andererseits wird die oxidative Eigenschaft einer katalytisch redoxaktiven Einheit erst durch die Übertragung von Elektron(en) von einem Elektron-Donor "D" zum Substrat ermöglicht, entweder in Gegenwart eines Reduktionsmittels, das D^+ , jedoch nicht D reduzieren kann oder weil nach sukzessiver Ladungsübertragung innerhalb der katalytisch redoxaktiven Einheit ein Elektron von einem Akzeptor "A" auf den oxidierten Donor D^+ übertragen wird (direkt oder über mehrere Elektronentransferschritte von intermediären Elektron-Donoren) und ein Reduktionsmittel zugegen ist, das nur an diesen oxidierten Akzeptor " A^+ " der katalytisch redoxaktiven Einheit Elektronen abgibt, jedoch nicht an A. Insbesondere kann dieses Reduktionsmittel auch eine Elektrode sein, z. B. wenn die Elektrode auf ein Potential gesetzt wird, bei dem D^+ (bzw. A^+), jedoch nicht D (bzw. A), reduziert wird.

Redoxaktives
Protein/Enzym

besteht in der Regel aus sogenanntem Apoprotein, dem (den) bevorzugten Makromolekül(en) der vorliegenden Erfindung, und Cofaktoren, den Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) im Sinne der vorliegenden Erfindung. Die Redoxaktivität des redoxaktiven Proteins/Enzyms wird durch eine freie redoxaktive Substanz (das spezifische Substrat) ausgelöst.

Oxidase

Klasse redoxaktiver Enzyme, die die Oxidation des für die jeweilige Oxidase spezifischen Substrats katalysieren.

Reduktase

Klasse redoxaktiver Enzyme, die die Reduktion des für die jeweilige Reduktase spezifischen Substrats katalysieren.

Oxidoreduktasen

Oberbegriff für Oxidasen und Reduktasen

GOx

Glucoseoxidase (β -D-glucose : oxygen 1-oxidoreductase, EC 1.1.3.4). Beispiel eines redoxaktiven Proteins/Enzyms. Bei dem Protein/Enzym handelt es sich um ein Enzym aus Apoprotein und FAD als Cofaktor, vgl. Struktur 1 und Formel 1. Die GOx liegt als homodimeres Enzym vor (Hecht et al., J. Mol. Biol. 229 (1993), S. 153-172).

ADH

Alkoholdehydrogenase (EC 1.1.1.1). Beispiel eines redoxaktiven Proteins/Enzyms. Bei dem Protein/Enzym handelt es sich um ein Enzym aus Apoprotein aus drei Protein-Untereinheiten und PQQ, Häm sowie einem Häm-Dimer als Cofaktoren (Amayama et al, Methods Enzymol. 89 (1982) 450 - 457)

FDH

Fructosedehydrogenase (EC 1.1.99.11). Beispiel eines redoxaktiven Proteins/Enzyms. Bei dem Protein/Enzym handelt es sich um ein Enzym aus Apoprotein und PQQ als (einen der) Cofaktor. Die Struktur dieses Enzyms ist unbekannt.

LDH

Lactatdehydrogenase (EC 1.1.1.27), ein Enzym aus Apo-Protein, FMN und Häm.

Chemische Substanzen/Gruppen

FAD

Flavin-Adenin-Dinukleotid, vgl. Formel 1

NAD⁺

Nicotinamid-Adenin-Dinukleotid, vgl. Formel 2

PQQ

Pyrrolo-Chinolono-Chinon, entspricht: 4,5-Dihydro-4,5-dioxo-1H-pyrrolo-[2,3-f]-chinolin-2,7,9-tricarboxylsäure), vgl. Formel 3 ($R_1 = R_3 = R_5 = \text{CO}_2\text{H}$; $R_2 = R_4 = \text{H}$) bzw. ein Derivat davon (Formel 3)

Häm

Fe-Protoporphyrin IX, (Formel 4 mit $R_2 = R_5 = R_8 = R_{10} = \text{H}$; $R_4 = R_6 = R_9 = R_{12} = \text{CH}_3$; $R_1 = R_3 = \text{CH}_2\text{-CH}_2\text{-CO}_2^-$; $R_7 = R_9 = \text{CH=CH}_2$ bzw. ein Derivat von Fe-Protoporphyrin (Formel 4)

N⁶-(2-Aminoethyl)-
FAD

modifiziertes Flavin-Adenin-Dinukleotid, vgl. Formel 5

N ⁶ -(2-Aminoethyl)-NAD ⁺	modifiziertes Nicotinamid-Adenin-Dinukleotid, vgl. Formel 6
EDTA	Ethylendiamin-Tetraacetat (Natriumsalz)
sulfo-NHS	N-Hydroxysulfosuccinimid
EDC	(3-Dimethylaminopropyl)-carbodiimid
HEPES	N-[2-Hydroxyethyl]piperazin-N'-[2-ethansulfonsäure]
Tris	Tris-(hydroxymethyl)-aminomethan
Alkyl	Der Begriff "Alkyl" bezeichnet eine gesättigte Kohlenwasserstoffgruppe, die geradkettig oder verzweigt ist (z.B. Ethyl, 2,5-Dimethylhexyl oder Isopropyl etc.). Wenn "Alkyl" benutzt wird, um auf einen Linker oder Spacer zu verweisen, bezeichnet der Begriff eine Gruppe mit zwei verfügbaren Valenzen für die kovalente Verknüpfung (z. B. $-\text{CH}_2\text{CH}_2-$, $-\text{CH}_2\text{C}(\text{CH}_3)_2\text{CH}_2\text{CH}_2\text{C}(\text{CH}_3)_2\text{CH}_2-$ oder $-\text{CH}_2\text{CH}_2\text{CH}_2-$ etc.). Bevorzugte Alkylgruppen als Substituenten oder Seitenketten R sind solche der Kettenlänge 1 – 30 (längste durchgehende Kette von kovalent aneinander gebundenen Atomen). Bevorzugte Alkylgruppen als Linker oder Spacer sind solche der Kettenlänge 1 – 20, insbesondere der Kettenlänge 1 – 14, wobei die Kettenlänge hier die kürzeste durchgehende Verbindung zwischen den durch den Linker oder Spacer verbundenen Strukturen, also zwischen den zwei Molekülen bzw. zwischen einem Oberflächenatom, Oberflächenmolekül oder einer Oberflächenmolekülgruppe und einem anderen Molekül, darstellt.
Alkenyl	Alkylgruppen, bei denen eine oder mehrere der C-C Einfachbindungen durch C=C Doppelbindungen ersetzt sind.
Alkynyl	Alkyl- oder Alkenylgruppen, bei denen eine oder mehrere der C-C Einfach- oder C=C Doppelbindungen durch C≡C Dreifachbindungen ersetzt sind.
Hetero-Alkyl	Alkylgruppen, bei denen eine oder mehrere der C-H Bindungen oder C-C Einfachbindungen durch C-N, C=N, C-P, C=P, C-O, C=O, C-S oder C=S Bindungen ersetzt sind.
Hetero-Alkenyl	Alkenylgruppen, bei denen eine oder mehrere C-H

Bindungen, C-C Einfach- oder C=C Doppelbindungen durch C-N, C=N, C-P, C=P, C-O, C=O, C-S oder C=S Bindungen ersetzt sind.

Hetero-Alkynyl

Alkynylgruppen, bei denen eine oder mehrere der C-H Bindungen, C-C Einfach-, C=C Doppel- oder C≡C Dreifachbindung durch C-N, C=N, C-P, C=P, C-O, C=O, C-S oder C=S Bindungen ersetzt sind.

Linker

molekulare Verbindung zwischen zwei Molekülen bzw. zwischen einem Oberflächenatom, Oberflächenmolekül oder einer Oberflächenmolekülgruppe und einem anderen Molekül. In der Regel sind Linker als Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Hetero-Alkyl-, Hetero-Alkenyl- oder Heteroalkynylkette käuflich zu erwerben, wobei die Kette an zwei Stellen mit (gleichen oder verschiedenen) reaktiven Gruppen derivatisiert ist. Diese Gruppen bilden in einfachen/bekannten chemischen Reaktionen mit den entsprechenden Reaktionspartner eine kovalente chemische Bindung aus. Die reaktiven Gruppen können auch photoaktivierbar sein, d. h. die reaktiven Gruppen werden erst durch Licht bestimmter oder beliebiger Wellenlänge aktiviert. Bevorzugte Linker sind solche der Kettenlänge 1 – 20, insbesondere der Kettenlänge 1 – 14, wobei die Kettenlänge hier die kürzeste durchgehende Verbindung zwischen den zu verbindenden Strukturen, also zwischen den zwei Molekülen bzw. zwischen einem Oberflächenatom, Oberflächenmolekül oder einer Oberflächenmolekülgruppe und einem anderen Molekül, darstellt.

Spacer

Linker, der über die reaktiven Gruppen an eine oder beide der zu verbindenden Strukturen (siehe Linker) kovalent angebunden ist. Bevorzugte Spacer sind solche der Kettenlänge 1 – 20, insbesondere der Kettenlänge 1 – 14, wobei die Kettenlänge die kürzeste durchgehende Verbindung zwischen den zu verbindenden Strukturen darstellt.

(n x HS-Spacer)-
oligo

Nukleinsäure-Oligomer, an das n Thiofunktionen über jeweils einen Spacer angebunden sind, wobei die Spacer jeweils eine unterschiedliche Kettenlänge (kürzeste durchgehende

	Verbindung zwischen Thiofunktion und Nukleinsäure-Oligomer) aufweisen können, insbesondere jeweils eine beliebige Kettenlänge zwischen 1 und 14. Diese Spacer können wiederum an verschiedene natürlich am
	Nukleinsäure-Oligomer vorhandene oder an diesem durch Modifikation angebrachte reaktive Gruppen gebunden sein und "n" ist eine beliebige ganze Zahl, insbesondere eine Zahl zwischen 1 und 20.
(n x R-S-S-Spacer)-oligo	Nukleinsäure-Oligomer, an das n Disulfidfunktionen über jeweils einen Spacer angebunden sind, wobei ein beliebiger Rest R die Disulfidfunktion absättigt. Der Spacer zur Anbindung der Disulfidfunktion an das Nukleinsäure-Oligomer kann jeweils eine unterschiedliche Kettenlänge (kürzeste durchgehende Verbindung zwischen Disulfidfunktion und Nukleinsäure-Oligomer) aufweisen, insbesondere jeweils eine beliebige Kettenlänge zwischen 1 und 14. Diese Spacer können wiederum an verschiedene natürlich am Nukleinsäure-Oligomer vorhandene oder an diesem durch Modifikation angebrachte reaktive Gruppen gebunden sein. Der Platzhalter n ist eine beliebige ganze Zahl, insbesondere eine Zahl zwischen 1 und 20.
Oligo-Spacer-S-S-Spacer-oligo	zwei gleiche oder verschiedene Nukleinsäure-Oligomere, die über eine Disulfid-Brücke miteinander verbunden sind, wobei die Disulfidbrücke über zwei beliebige Spacer an die Nukleinsäure-Oligomere angebunden ist und die beiden Spacer eine unterschiedliche Kettenlänge (kürzeste durchgehende Verbindung zwischen Disulfidbrücke und dem jeweiligen Nukleinsäure-Oligomer) aufweisen können, insbesondere jeweils eine beliebige Kettenlänge zwischen 1 und 14 und diese Spacer wiederum an verschiedene natürlich am Nukleinsäure-Oligomer vorhandene oder an diese durch Modifikation angebrachte reaktive Gruppen gebunden sein können.

Modifizierte Oberflächen/Elektroden

Mica	Muskovit-Plättchen, Trägermaterial zum Aufbringen dünner Schichten.
------	---

*Au-S-(CH₂)₂-ss-oligo-
Spacer-PQQ-
FAD(GOx)*

Gold-Film auf Mica mit kovalent aufgebrachter Monolayer aus derivatisiertem 12Bp Einzelstrang DNA-Oligonukleotid (Sequenz: TAGTCGGAAGCA). Hierbei ist die endständige Phosphatgruppe des Oligonukleotids am 3' Ende mit (HO-(CH₂)₂-S)₂ zum P-O-(CH₂)₂-S-S-(CH₂)₂-OH verestert, wobei die S-S Bindung homolytisch gespalten wird und je eine Au-S-R Bindung bewirkt. Die endständige Base Thymin am 5'-Ende des Oligonukleotids ist am C-5 Kohlenstoff mit -CH=CH-CO-NH-CH₂-CH₂-NH₂ modifiziert, wobei dieser Rest wiederum über seine freie Aminogruppe durch Amidbildung mit der Carbonsäuregruppe des PQQ verbunden ist. An eine weitere noch Carbonsäuregruppe dieses PQQ ist FAD über Amidbildung gebunden, das vorher so modifiziert wurde, das es über eine reaktive Aminogruppe verfügt, z. B. durch Bildung von N⁶-(2-Aminoethyl)-FAD (Bückmann et al, 1991, European Patent 0.247.537.B1). Anschließend wird das FAD mit dem Apoprotein der GOx rekonstituiert, so daß ein an der Oberfläche kovalent angebundenes Nukleinsäure-Oligomer entsteht, das zusätzlich – über PQQ als kovalent angebindenem Brückenmolekül – kovalent mit der kompletten GOx-Einheit modifiziert ist.

*Au-S-(CH₂)₂-ds-oligo-
Spacer-PQQ-
FAD(GOx)*

Au-S-(CH₂)₂-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx) hybridisiert mit dem zu ss-oligo (Sequenz: TAGTCGGAAGCA) komplementären Oligonukleotid.

*Au-S-(CH₂)₂-ss-oligo-
Spacer-PQQ-NAD⁺-
LDH*

Gold-Film auf Mica mit kovalent aufgebrachter Monolayer aus derivatisiertem 12Bp Einzelstrang DNA-Oligonukleotid (Sequenz: TAGTCGGAAGCA). Hierbei ist die endständige Phosphatgruppe des Oligonukleotids am 3' Ende mit (HO-(CH₂)₂-S)₂ zum P-O-(CH₂)₂-S-S-(CH₂)₂-OH verestert, wobei die S-S Bindung homolytisch gespalten wird und je eine Au-S-R Bindung bewirkt. Die endständige Base Thymin am 5'-Ende des Oligonukleotids ist am C-5 Kohlenstoff mit -CH=CH-CO-NH-CH₂-CH₂-NH₂ modifiziert, wobei dieser Rest wiederum über seine freie Aminogruppe durch Amidbildung mit der Carbonsäuregruppe des PQQ verbunden ist. An eine weitere noch Carbonsäuregruppe dieses PQQ ist NAD⁺ über Amidbildung gebunden, das vorher so modifiziert wurde, das es über eine reaktive Aminogruppe verfügt, z. B. durch Bildung von

N⁶-(2-Aminoethyl)-NAD⁺ (Bückmann et al, 1991, European Patent 0.247.537.B1). An daiese terminale NAD⁺ wird die komplette LDH assoziiert.

Au-S-(CH₂)₂-ds-oligo-Spacer-PQQ-NAD⁺-LDH Au-S-(CH₂)₂-ss-oligo-Spacer-PQQ-NAD⁺-ADH hybridisiert mit dem zu ss-oligo (Sequenz: TAGTCGGAAGCA) komplementären Oligonukleotid.

Elektrochemie

E

Elektrodenpotential, das an der Arbeitselektrode anliegt.

E^{eq}

Gleichgewichtspotential einer Elektrodenreaktion

E^0

"zero current" Potential einer Elektrodenreaktion, Potential das für eine bestimmte Elektrodenreaktion keinen Gesamtstrom (Summe aus oxidativem und reduktivem Strom) liefert.

η

Überpotential einer Elektrodenreaktion

Elektrodenreaktion

Redoxreaktion zwischen einer redoxaktiven Substanz und einer Elektrode (Aufnahme von Elektronen aus der Elektrode durch die redoxaktive Substanz bzw. Abgabe von Elektronen aus der redoxaktiven Substanz an die Elektrode)

E_{Ox}

Potential beim Strom-Maximum der Oxidation einer reversiblen Elektrooxidation oder -reduktion.

E_{Red}

Potential beim Strom-Maximum der Reduktion einer reversiblen Elektrooxidation oder -reduktion.

Cyclovoltametrie

Stromdichte (Strom pro cm² Elektrodenoberfläche)

Aufzeichnung einer Strom/Spannungskurve. Hierbei wird das Potential einer stationären Arbeitselektrode zeitabhängig linear verändert, ausgehend von einem Potential, bei dem keine Elektrooxidation oder -reduktion stattfindet bis zu einem Potential, bei dem eine gelöste oder an die Elektrode adsorbierte Spezies oxidiert oder reduziert wird (also Strom fließt). Nach Durchlaufen des Oxidations- bzw. Reduktionsvorgangs, der in der Strom/ Spannungskurve einen zunächst ansteigenden Strom und nach Erreichen eines Maximums einen allmählich abfallenden Strom erzeugt, wird die Richtung des Potentialvorschubs umgekehrt. Im Rücklauf wird

Amperometrie

dann das Verhalten der Produkte der Elektrooxidation oder -reduktion aufgezeichnet.

Aufzeichnung einer Strom/Zeitkurve. Hierbei wird das Potential einer stationären Arbeitselektrode z. B. durch einen Potentialsprung auf ein Potential gesetzt, bei dem die Elektrooxidation oder -reduktion einer gelösten oder adsorbierten Spezies stattfindet und der fließende Strom wird in Abhängigkeit von der Zeit aufgezeichnet.

Potentiometrie

Aufzeichnung eines Elektrodenspannungsverlaufs in Abhängigkeit vom z. B. dem Substratverbrauch. Hierbei wird z. B. das Potential einer stationären Arbeitselektrode auf das "zero current" Potential E^0 des Substrats eingestellt. Bei Verbrauch von Substrat durch die katalytisch redoxaktive Einheit (im Falle der Hybridisierung) ändert sich das "zero current" Potential E^0 in Richtung des Gleichgewichtspotentials E^{eq} . Somit erhält man durch die Aufzeichnung des Potentials in Abhängigkeit von der Zeit (\sim Substratverbrauch) Aufschluß über den Hybridisierungszustand.

Die vorliegende Erfindung betrifft ein Nukleinsäure-Oligomer, das durch chemische Bindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit modifiziert ist. Die katalytisch redoxaktive Einheit kann nach Abgabe eines Elektrons an ein externes Oxidationsmittel (Substrat) von einem externen Reduktionsmittel, z. B. einer Elektrode, reduziert oder nach Aufnahme eines Elektrons von einem externen Reduktionsmittel (Substrat) durch ein externes Oxidationsmittel, z. B. einer Elektrode, oxidiert werden.

Als Nukleinsäure-Oligomer wird im Rahmen der vorliegenden Erfindung eine Verbindung aus wenigstens zwei kovalent verbundenen Nukleotiden oder aus wenigstens zwei kovalent verbundenen Pyrimidin- (z. B. Cytosin, Thymin oder Uracil) oder Purin-Basen (z. B. Adenin oder Guanin), bevorzugt ein DNA-, RNA- oder PNA-Fragment, verwendet. In der vorliegenden Erfindung bezieht sich der Begriff Nukleinsäure auf ein beliebiges "Rückgrat" der kovalent verbundenen Pyrimidin- oder Purin-Basen, wie z. B. auf das Zucker-Phosphat Rückgrat der DNA, cDNA oder RNA, auf ein Peptid-Rückgrat der PNA oder auf analoge Rückgrat-Strukturen, wie z. B. ein Thio-Phosphat-, ein Dithio-Phosphat- oder ein

Phosphoramid-Rückgrat. Wesentliches Merkmal einer Nukleinsäure im Sinne der vorliegenden Erfindung ist, daß sie natürlich vorkommende cDNA oder RNA sequenzspezifisch binden kann. Alternativ zu dem Begriff "Nukleinsäure-Oligomer" werden die Begriffe "(Sonden-) Oligonukleotid", "Nukleinsäure" oder "Oligomer" verwendet.

Der Begriff "Elektron-Akzeptor" bzw. "Elektron-Akzeptor-Molekül" und der Begriff "Elektron-Donor" bzw. "Elektron-Donor-Molekül" bezeichnet im Rahmen der vorliegenden Erfindung einen Bestandteil (ein redoxaktives Zentrum bzw. einen Kofaktor bzw. eine prosthetische Gruppe) einer katalytisch redoxaktiven Einheit.

Eine im Rahmen der vorliegenden Erfindung unter dem Oberbegriff "katalytisch redoxaktive Einheit" bezeichnete Einheit besteht in der Regel aus einem oder mehreren redoxaktiven Zentren (Cofaktoren, prosthetischen Gruppen), die im folgenden als Elektron-Donoren bzw. Elektron Akzeptoren bezeichnet werden, und einem oder mehreren diese redoxaktiven Zentren bindenden Makromolekülen. Die katalytisch redoxaktive Einheit enthält also in ihrer erfindungsrelevanten Erscheinungsform ein oder mehrere Elektron-Donor-Moleküle und/oder ein oder mehrere Elektron-Akzeptor-Molekülen, wobei dieses (diese) Elektron-Donor-Molekül(e) und/oder dieses (diese) Elektron-Akzeptor-Molekül(e) an ein oder mehrere Makromoleküle gebunden sind bzw. in diese(s) Makromolekül(e) eingebettet sind. Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) können untereinander durch eine oder mehrere kovalente oder ionische Bindungen, durch Wasserstoff-Brücken-Bindungen, van-der-Waals-Brücken, durch π - π -Wechselwirkung oder durch Koordination mittels Elektronenpaar-Donation und -Akzeptation miteinander verbunden sein, wobei kovalente Verbindungen direkte oder indirekte (z. B. über einen Spacer, nicht aber über ein Nukleinsäure-Oligomer) Verbindungen sein können. Daneben können die Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) mit dem (den) Makromolekül(en) durch kovalente Anbindung an das (die) Makromolekül(e), durch Einkapseln in passende molekulare Kavitäten (Bindungstaschen) des Makromoleküls (der Makromoleküle), durch ionische Bindungen, Wasserstoff-Brücken-Bindungen, van-der-Waals-Brücken, π - π -Wechselwirkung oder durch Koordination mittels Elektronenpaar-Donation und -Akzeptation zwischen dem(n) Makromolekül(en) und dem(n) Elektron-Donor-Molekül(en) und/oder dem(n) Elektron-Akzeptor-Molekül(en) verbunden sein. Sind mehrere Makromoleküle Bestandteil der katalytisch redoxaktiven Einheit kann die Bindung der Makromoleküle untereinander ebenfalls kovalent, ionisch, durch Wasserstoff-Brücken-Bindungen, van-der-Waals-Brücken, π - π -Wechselwirkung oder durch Koordination mittels Elektronenpaar-Donation und -

Akzeption erfolgen. Eine katalytisch redoxaktive Einheit kann im Minimalfall auch nur aus einem Makromolekül bestehen, wobei das Makromolekül dann in seiner erfindungsrelevanten Erscheinungsform auch als Elektron-Donor bzw. -Akzeptor wirkt. Sie kann auch nur aus einem Elektron-Donor bzw. -Akzeptor bestehen. Daneben kann die katalytisch redoxaktive Einheit auch durch spontane Zusammenlagerung der Bestandteile in Lösung (in situ) gebildet werden.

Die angesprochenen Donor- und/oder Akzeptor-Moleküle bilden zusammen mit den Makromolekülen erfindungsgemäß eine katalytisch redoxaktive Einheit, d. h. sie sind direkt oder über weitere Molekülteile aneinander gebunden. Einzige erfindungsgemäße Einschränkung der die Bestandteile der katalytisch redoxaktiven Einheit verbindenden Moleküle oder Molekülteile ist der Ausschluß von Nukleinsäure-Oligomeren. Gemäß der vorliegenden Erfindung ist die katalytisch redoxaktive Einheit als eine komplette Einheit an das Sonden-Oligonukleotid gebunden, wobei natürlich mehrere chemische Bindungen zwischen Oligonukleotid und der redoxaktiven Einheit ausgebildet werden können. Durch den Ausschluß von Nukleinsäure-Oligomeren als die die Bestandteile der katalytisch redoxaktiven Einheit verbindenden Moleküle oder Molekülteile soll verdeutlicht werden, daß nicht einzelne Teile der katalytisch redoxaktiven Einheit an verschiedenen Stellen des Sonden-Oligonukleotids angebunden sind. Das Sonden-Oligonukleotid stellt also explizit nicht die Verbindung zwischen den Elektron-Donor-Molekül(en) und den Makromolekülen und/oder den Elektron-Akzeptor-Molekül(en) und den Makromolekülen der katalytisch redoxaktiven Einheit dar.

Die Redoxaktivität der katalytisch redoxaktiven Einheit, also deren Eigenschaft unter bestimmten äußeren Umständen an ein geeignetes Oxidationsmittel Elektronen abzugeben (bzw. von einem geeigneten Reduktionsmittel Elektronen aufzunehmen), wird durch einen Initiationsprozeß, z. B. erst nach Reduktion (bzw. nach Oxidation) durch das Substrat, entfaltet. Bei entsprechend gewählten äußeren Umständen entfaltet die katalytisch redoxaktive Einheit ihre Redoxaktivität erst nach dem Initiationsprozeß "Zugabe von Substrat mit der Eigenschaft Ladung auf die katalytisch redoxaktive Einheit zu übertragen": So wird die reduktive Eigenschaft einer katalytisch redoxaktiven Einheit erst durch die Übertragung von Elektron(en) vom Substrat auf den/einen Elektron-Donor "D" ermöglicht, entweder in Gegenwart eines externen Oxidationsmittels (z. B. der Elektrode mit entsprechend gewähltem Potential), das D^- , jedoch nicht D, oxidieren kann oder weil nach sukzessiver Ladungsübertragung innerhalb der katalytisch redoxaktiven Einheit das Elektron von D^- auf einen Akzeptor "A" übertragen wird (direkt oder über mehrere

Elektrontransferschritte zu intermediären Elektron-Akzeptoren) und ein Oxidationsmittel zugegen ist, das nur von diesem reduzierten Akzeptor "A⁻" der katalytisch redoxaktiven Einheit Elektronen aufnimmt⁻, jedoch nicht von A (z. B. in Gegenwart einer Elektrode mit entsprechend gewähltem Potential). Andererseits wird die oxidative Eigenschaft einer katalytisch redoxaktiven Einheit erst durch die Übertragung von Elektron(en) von einem Elektron-Donor "D" zum Substrat ermöglicht, entweder in Gegenwart eines Reduktionsmittels (z. B. der Elektrode mit entsprechend gewähltem Potential), das D⁺, jedoch nicht D reduzieren kann oder weil nach sukzessiver Ladungsübertragung innerhalb der katalytisch redoxaktiven Einheit ein Elektron von einem Akzeptor "A" auf den oxidierten Donor D⁺ übertragen wird (direkt oder über mehrere Elektrontransferschritte von intermediären Elektron-Donoren) und ein Reduktionsmittel zugegen ist, das nur an diesen oxidierten Akzeptor "A⁺" der katalytisch redoxaktiven Einheit Elektronen abgibt, jedoch nicht an A (z. B. in Gegenwart einer Elektrode mit entsprechend gewähltem Potential).

Wesentliche Merkmale der katalytisch redoxaktiven Einheit sind neben der Zusammensetzung aus Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) und Makromolekül(en): (i) die Einheit ist in den erfindungsrelevanten Erscheinungsformen (Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) und Makromolekül(en)) im ursprünglichen bzw. oxidierten oder reduzierten Zustand stabil und dissoziiert nicht in ihre Bestandteile, (ii) die elektrokatalytische Aktivität der Einheit (siehe unten), (iii) die Einheit enthält keine Nukleinsäure, (iv) die Zusammensetzung der Einheit aus Elektron-Donor(en) und/oder Elektron-Akzeptor(en) und Makromolekül(en) kann - unabhängig von der Bindung zwischen den Bestandteilen - vom Fachmann erkannt werden, da die redoxaktiven Zentren (Cofaktoren, prosthetischen Gruppen) und die zugehörige Matrix aus Makromolekül(en) (z. B. das Apoprotein bei Enzymen als Beispiel einer katalytisch redoxaktiven Einheit) prinzipiell auch getrennt voneinander vorkommen können.

Das für eine bestimmte katalytisch redoxaktive Einheit spezifische Substrat ist ein freies, ~~nicht kovalent mit der katalytisch redoxaktiven Einheit, dem Nukleinsäure-Oligomer oder~~ der leitfähigen Oberfläche verbundes, aber mit diesen, z. B. über die der modifizierten leitfähigen Oberfläche zugefügte Lösung, in Kontakt stehendes Oxidations- oder Reduktionsmittel, wobei das Substrat z. B. ein geladenes oder ungeladenes Molekül, eine beliebiges Salz, ein Ion oder ein redoxaktives Protein oder Enzym (Oxidoreduktase) sein kann. Das Substrat ist dadurch gekennzeichnet, daß sie von der katalytisch redoxaktiven Einheit durch die Ausbildung spezifischer Wechselwirkungen zwischen Substrat und katalytisch redoxaktiver Einheit erkannt

wird und den Donor (bzw. den Akzeptor) der katalytisch redoxaktiven Einheit reduzieren (bzw. oxidieren) kann, wobei die katalytische Aktivität der katalytisch redoxaktiven Einheit diese Redoxreaktion des Substrats zum Produkt beschleunigt (katalysiert).

Die katalytische Aktivität der katalytisch redoxaktiven Einheit wirkt sich beschleunigend auf die spezifische Reaktion zwischen der Einheit und dem zugehörigen Substrat aus und ermöglicht so einen Reaktionsablauf, der ohne die katalytische Aktivität der Einheit (z. B. in Form des Substrats und des nicht gebundenen Cofaktors in Lösung) nicht bzw. nur in nicht wahrnehmbarem Umfang stattfindet. Diese katalytische Aktivität der redoxaktiven Einheit wird durch Stabilisierung des jeweiligen Übergangszustands, i. e. der energiereichsten Spezies im Reaktionsablauf zwischen katalytisch redoxaktiver Einheit und zugehörigem Substrat, erreicht.

Die elektrokatalytische Aktivität der katalytisch redoxaktiven Einheit steht in engem Bezug zur katalytischen Aktivität der Einheit. Durch die Anwesenheit der katalytisch redoxaktiven Einheit und deren Einbindung in den Reaktionsablauf der Elektrodenreaktion des Substrats zum Produkt (Ablauf der Gesamtreaktion der elektrochemische Redoxreaktion zwischen einer Elektrode und dem Substrat, i.e. Abgabe von Elektronen aus der Elektrode an das Substrat bzw. Abgabe von Elektronen vom Substrat an die Elektrode, über die Zwischenstufen Redoxreaktion zwischen Substrat und katalytisch redoxaktiver Einheit und Redoxreaktion zwischen redoxaktiver Einheit und Elektrode) wird die elektrochemische Umwandlung des Substrats an der Elektrode beschleunigt. Die elektrokatalytische Aktivität einer an einer Elektrode immobilisierten katalytisch redoxaktiven Einheit reduziert die Aktivierungsenergie der Elektrodenreaktion des Substrats zum Produkt (Energie des energiereichsten Zustandes für den Reaktionsablauf der Umwandlung des Substrats in das Produkt an der Elektrode) und führt dadurch zu einer Verschiebung des für die Elektrodenreaktion des Substrats zum Produkt notwendigen Elektrodenpotentials in Richtung des Gleichgewichtspotentials für diese Elektrodenreaktion. Die Erniedrigung des Aktivierungspotentials führt zu einem Abbau der für eine Elektrodenreaktion notwendige Überspannung und damit zu einer Zunahme des Elektronenflusses zwischen Elektrode und Substrat bei einem bestimmten für die Elektrodenreaktion geeigneten Elektrodenpotential (diese Zunahme wird im allgemeinen als katalytischer Strom bezeichnet). Wesentliche Folge der elektrokatalytischen Aktivität ist also, daß die elektrochemische Umwandlung des Substrats in das Produkt in Gegenwart und unter Beteiligung der katalytisch redoxaktiven Einheit bei einem Elektrodenpotential

durchgeführt werden kann, bei dem in Abwesenheit der katalytisch redoxaktiven Einheit kein oder nur sehr geringer Strom fließt.

Die katalytisch redoxaktive Einheit wirkt sowohl in Hinblick auf das mit der katalytisch redoxaktiven Einheit wechselwirkende Substrat als auch in Hinblick auf die mit dem jeweiligen Substrat durchgeführte Reaktion spezifisch. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung sind Redoxreaktionen die bevorzugten Reaktionen zwischen katalytisch redoxaktiver Einheit und Substrat.

Mit dem Begriff "Reduktionsmittel" wird im Rahmen der vorliegenden Erfindung eine chemische Verbindung (chemische Substanz) bezeichnet, die durch Abgabe von Elektronen an eine andere chemische Verbindung (chemische Substanz, Elektron-Donor, Elektron-Akzeptor) diese andere chemische Verbindung (chemische Substanz, Elektron-Donor, Elektron-Akzeptor) reduziert. Das Reduktionsmittel verhält sich analog zu einem Elektron-Donor, wird aber im Rahmen der vorliegenden Erfindung als Begriff für einen externen, nicht unmittelbar zur redoxaktiven Einheit gehörigen Elektron-Donor verwendet. "Nicht unmittelbar" bedeutet in diesem Zusammenhang, daß das Reduktionsmittel entweder eine freie redoxaktive Substanz ist, die nicht an das Nukleinsäure-Oligomer gebunden ist, aber mit diesem in Kontakt steht oder daß das Reduktionsmittel kovalent an das Nukleinsäure-Oligomer angebunden ist, jedoch an einer Stelle des Nukleinsäure-Oligomers, die mindestens zwei kovalent verbundene Nukleotide oder wenigstens zwei kovalent verbundene Pyrimidin- oder Purin-Basen von der kovalenten Anbindungsstelle der redoxaktiven Einheit entfernt ist. Insbesondere kann die Elektrode das Reduktionsmittel darstellen.

Mit dem Begriff "freie redoxaktive Substanz" wird im Rahmen der vorliegenden Erfindung ein freies, nicht kovalent mit der redoxaktiven Einheit, dem Nukleinsäure-Oligomer oder der leitfähigen Oberfläche verbundenes, aber mit diesen, z. B. über die der modifizierte leitfähige Oberfläche zugefügte Lösung, in Kontakt stehendes Oxidations- oder Reduktionsmittel bezeichnet, wobei die freie redoxaktive Substanz z. B. ein ungeladenes Molekül, ein beliebiges Salz, ein Ion oder ein redoxaktives Protein oder Enzym (Oxidoreductase) sein kann. Die freie redoxaktive Substanz ist dadurch gekennzeichnet, daß sie den Donor (bzw. den Akzeptor) der katalytisch redoxaktiven Einheit reduzieren (bzw. oxidieren) kann. Insbesondere ist das spezifische Substrat der katalytisch redoxaktiven Einheit eine freie, redoxaktive Substanz.

Das modifizierte Nukleinsäure-Oligomer ist direkt oder indirekt (über einen Spacer) an eine leitfähige Oberfläche gebunden. Unter dem Begriff "leitfähige Oberfläche" wird jede elektrisch leitfähige Oberfläche beliebiger Dicke verstanden, insbesondere metallische Oberflächen, Oberflächen aus Metallegierungen oder dotierte oder nicht dotierte Halbleiteroberflächen, wobei sämtliche Halbleiter als Reinsubstanzen oder als Gemische Verwendung finden können. Die leitfähige Oberfläche kann im Rahmen der vorliegenden Erfindung alleine oder auf einem beliebigen Trägermaterial, wie z. B. Glas, aufgebracht vorliegen. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung wird der Begriff "Elektrode" alternativ zu "leitfähige Oberfläche" gebraucht.

Unter dem Begriff "modifizierte leitfähige Oberfläche" wird eine leitfähige Oberfläche verstanden, die durch Anbindung eines mit einer katalytisch redoxaktiven Einheit modifizierten Nukleinsäure-Oligomers modifiziert ist. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung wird der Begriff "funktionalisierte Elektrode" alternativ zum Begriff "modifizierte leitfähige Oberfläche" gebraucht.

Gemäß eines weiteren Aspekts betrifft die vorliegende Erfindung ein Verfahren, das die elektrochemische Detektion molekularer Strukturen wie z. B. die Detektion des Substrats, insbesondere aber die elektrochemische Detektion von DNA-/RNA-/PNA-Fragmenten in einer Probenlösung durch sequenzspezifische Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierung ermöglicht. Die Detektion der Hybridisierungsereignisse durch elektrische Signale ist eine einfache und kostengünstige Methode und ermöglicht in einer batteriebetriebenen Variante den Einsatz vor Ort.

Außerdem stellt die vorliegende Erfindung ein Ausleseverfahren zur Detektion molekularer Strukturen zur Verfügung, unter anderem zur parallelen Detektion von Hybridisierungsereignissen auf einem Oligomer-Chip durch Auslesen elektrischer Signale in einem Mikroelektroden-Array. Erfindungsgemäß wird unter einem über Mikroelektroden ansteuerbaren Ausleseverfahren ein Verfahren verstanden, bei dem die Detektion molekularer Strukturen auf einer bestimmten Elektrode innerhalb des mit katalytisch redoxaktiven Einheiten funktionalisierten Elektroden-Arrays durch elektrische Ansteuerung dieser Elektrode, z. B. direkt oder über CMOS-Technologie erreicht wird. Desweiteren kann eine parallele Detektion von Hybridisierungsereignissen auch dadurch erreicht werden, daß entweder beim Aufbau der verschiedenen funktionalisierten Elektroden eines Elektroden-Arrays verschiedene katalytisch redoxaktive Einheiten für die einzelnen Elektroden des Arrays verwendet werden oder daß eine durchgängig leitfähige Oberfläche zum Aufbau der funktionalisierten Elektroden verwendet wird und die Unterscheidbarkeit

molekularer Strukturen auf einem bestimmten Bereich mit identischem Elektrodenaufbau (eines bestimmten Test-Sites) innerhalb des Gesamtsystems (des kompletten Oligomer-Chips) dadurch erreicht wird, daß für die einzelnen Test-Sites verschiedene katalytisch redoxaktive Einheiten verwendet werden, die über die selektive Zugabe des jeweiligen spezifischen Substrats angesprochen werden können. Bei letzterer Variante wird aufgrund der durchgängigen leitfähigen Oberfläche die elektrochemische Antwort des gesamten Oligomerchips detektiert, die Adressierung und das Auslesen der elektrochemischen Antwort einzelner Testsites erfolgt durch die selektive Zugabe des jeweils für dieses Test-Site spezifischen Substrats.

Weiterhin stellt die Erfindung in der Ausführungsform eines Elektroden-Arrays aus Elektroden, die mit jeweils unterschiedlichen katalytisch redoxaktiven Einheiten funktionalisiert wurden, ein über Mikroelektroden ansteuerbares Detektionsverfahren zur parallelen qualitativen und quantitativen Detektion von redoxaktiven Substanzen, dem jeweiligen Substrat der verschiedenen katalytisch redoxaktiven Einheiten der Elektroden innerhalb eines Elektroden-Arrays, dar.

Bindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit an ein Nukleinsäure-Oligomer

Voraussetzung für das erfindungsgemäße Verfahren ist die Bindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit an ein Nukleinsäure-Oligomer. Die katalytisch redoxaktive Einheit kann z. B. jedes beliebige redoxaktive Protein/Enzym aus der Gruppe der Oxidasen bzw. der Reduktasen, durch Proteinengineering oder Genmutation veränderte Proteine/Enzyme aus dieser Gruppe der Oxidasen bzw. Reduktasen oder eine künstlich hergestellte Einheiten aus einem oder mehreren redoxaktiven Zentren (Elektron-Donor bzw. Akzeptor) bzw. eine künstlich hergestellte Einheiten aus einem oder mehreren redoxaktiven Zentren (Elektron-Donor bzw. Akzeptor) und einem oder mehreren diese redoxaktiven Zentren bindenden Makromolekülen sein.

Als Beispiele einer katalytisch redoxaktiven Einheit seien genannt:

(i) redoxaktive Proteine/Enzyme, wie z. B. die Oxidoreduktasen, von denen in der folgenden Tabelle 1 einige zusammengestellt sind. Die kovalente Anbindung der

katalytisch redoxaktiven Einheit (des redoxaktiven Proteins/Enzyms) erfolgt im Rahmen der vorliegenden Erfindung bevorzugt über eine kovalente Anbindung des Cofaktors mit anschließender Rekonstitution des Apoproteins an den an das Nukleinsäure-Oligomer angebindenen Cofaktor. Bei katalytisch redoxaktiven Einheiten (redoxaktiven Proteinen/Enzymen) mit mehreren Cofaktoren wird einer der Cofaktoren (in der nachfolgenden Tabelle 1 fett gedruckt) kovalent an das Nukleinsäure-Oligomer angebinden und die katalytisch redoxaktive Einheit durch Rekonstitution mit den restlichen Cofaktoren und dem Apoprotein komplettiert.

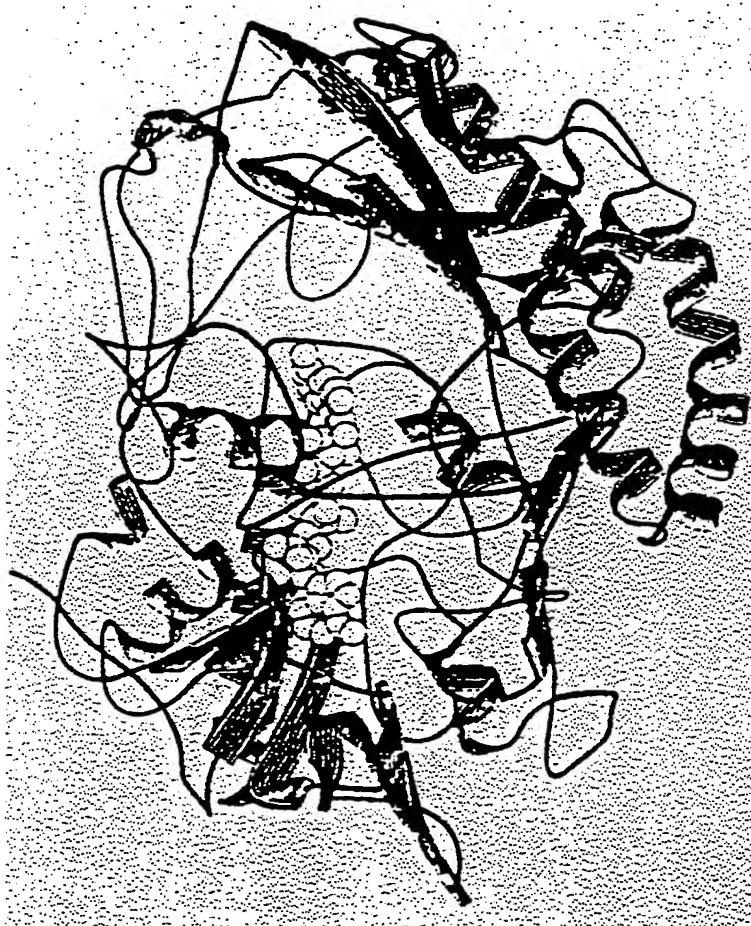
Tabelle 1: Auswahl einiger redoxaktiver Enzyme (Oxidoreduktasen) als Beispiele katalytisch redoxaktiver Einheiten.

Enzym	Cofaktor	Substrat	katalysierte Enzymreaktion
Glucoseoxidase	FAD	Glucose	Glucose + FAD \rightarrow Gluconsäure + FADH ₂
Alkoholdehydrogenase	PQQ , Häm, Häm-Dimer	Ethanol	Ethanol + PQQ \rightarrow Acetaldehyd + PQQH ₂
Fructosedehydrogenase	PQQ , Häm, ...	Fructose	D-Fructose + PQQ \rightarrow 5-Keto-D-Fructose + PQQH ₂
Lactatdehydrogenase	FMN , Häm	Lactat	Lactat + FMN \rightarrow Pyruvat + FMNH ₂
Peroxidasen (z. B. Meerrettichperoxidase, Lactoperoxidase, Cytochrom c Peroxidase, Fungal Peroxidase etc.)	Häm		

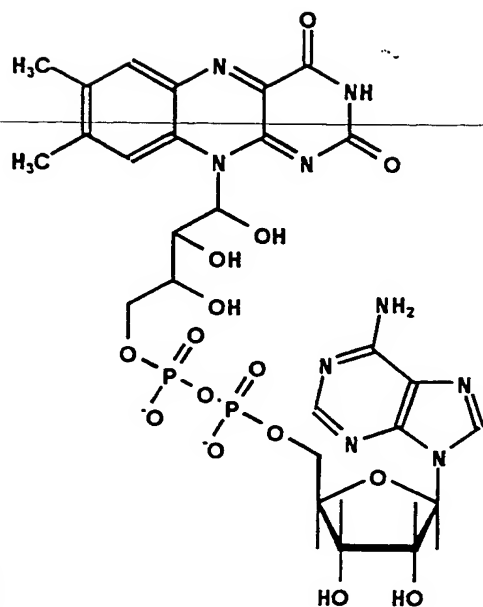
(ii) modifizierte redoxaktive Proteine/Enzyme wie unter (i) vorgestellt, die durch Proteinengineering oder Genmutation verändert wurden und weiterhin katalytische bzw. elektrokatalytische Aktivität besitzen.

(iii) künstlich hergestellte katalytisch redoxaktive Einheiten aus Elektron-Donor(en) und oder Elektron-Akzeptoren und Makromolekülen, die eine katalytische bzw. elektrokatalytische Aktivität besitzen.

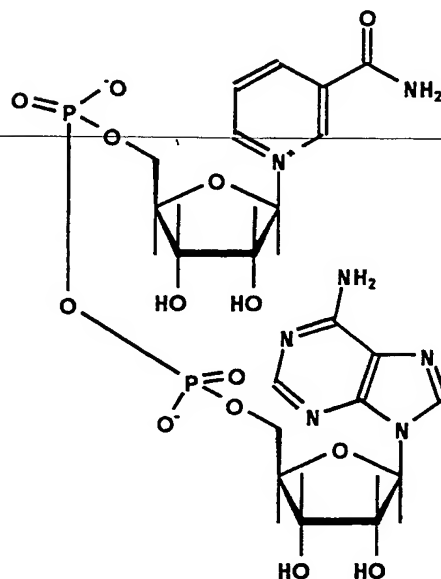
(iv) NAD^+ -abhängige Enzyme wie z. B. Lactatdehydrogenase (LDH, EC 1.1.1.27) oder Alkoholdehydrogenase (ADH, EC 1.1.1.1). Bei der Verwendung von NAD^+ -abhängige Enzymen kann die katalytisch redoxaktive Einheit (z. B. LDH oder ADH) an das Nukleinsäure-Oligomer angebunden werden, indem (modifiziertes) NAD^+ direkt oder über einen Spacer (Beispiel 3) kovalent an das Nukleinsäure-Oligomer gebunden wird und das NAD^+ -abhängige Enzym dann durch nichtkovalente Wechselwirkung mit dem (modifizierten) NAD^+ assoziiert.



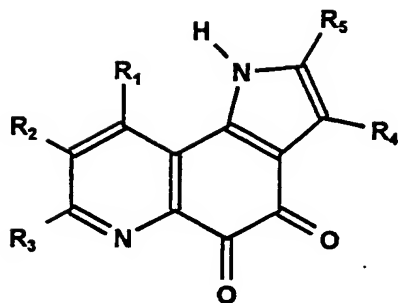
Struktur 1: Monomer der Glucoseoxidase (GOx). Das Apoprotein besteht aus α -helikalen und β -Faltblatt Domänen, das Coenzym Flavin-Adenin-Dinukleotid (FAD) ist in Form des raumfüllenden Schalottenmodells eingezeichnet. Die Struktur des FAD ist in Formel 1 gezeigt. In seiner nativen Erscheinungsform liegt die GOx als Homodimer vor.



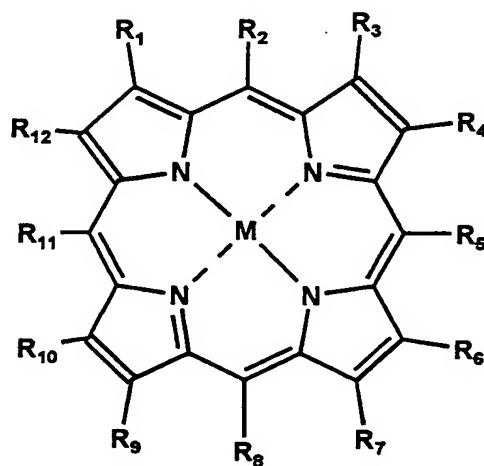
Formel 1



Formel 2

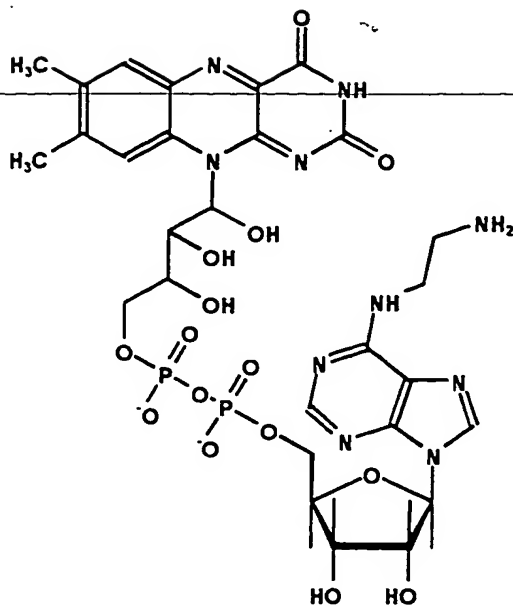


Formel 3

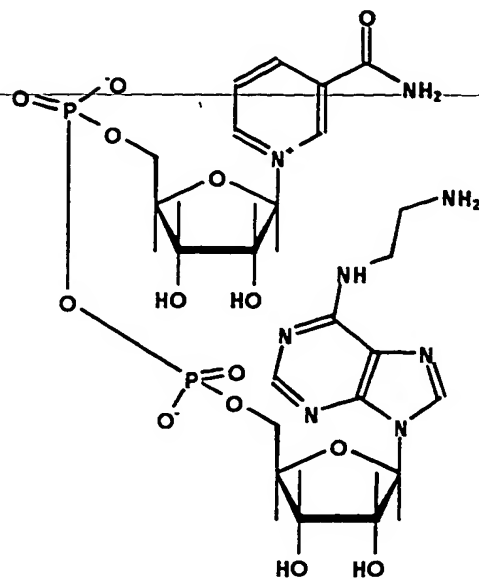


Formel 4

M = 2H, Mg, Zn, Cu, Ni, Pd, Co, Cd, Mn, Fe(II), Fe(III), Sn, Pt etc.; R₁ bis R₁₂ sind unabhängig voneinander H oder beliebige Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkynyl-Substituenten.



Formel 5



Formel 6

Daneben zeichnet sich die katalytisch redoxaktive Einheit erfindungsgemäß dadurch aus, daß besagte Einheit an ein ebenfalls kovalent an das Nukleinsäure-Oligomer angebondenes Oxidationsmittel Elektronen abgibt bzw. von einen anderen ebenfalls kovalent an das Oligonukleotid angebondenen Reduktionsmittel Elektronen aufnimmt, wobei dieses Oxidations- oder Reduktionsmittel insbesondere eine elektrisch leitfähige Oberfläche (Elektrode) sein kann und die katalytisch redoxaktive Einheit, insbesondere das redoxaktive Zentrum der Einheit, durch Anlegen einer äußeren Spannung an dieser Elektrode im elektrochemisch zugänglichen Potentialbereich der Elektrode elektrooxidiert/-reduziert werden kann.

Die katalytisch redoxaktive Einheit zeichnet sich erfindungsgemäß dadurch aus, daß das redoxaktive Zentrum der Einheit (direkt oder nach der spezifischen Reaktion mit dem Substrat) an einer Elektrode oxidiert bzw. reduziert werden kann und der Ursprungszustand der katalytisch redoxaktiven Einheit – vor der Oxidation bzw. Reduktion an der Elektrode – durch die spezifische Reaktion der katalytisch redoxaktiven Einheit mit dem zugehörigem Substrat in einer spezifischen katalytischen Reaktion wiederhergestellt wird. Erfindungsgemäß kann dazu jede katalytisch redoxaktive Einheit verwendet werden, solange sie bzw. das redoxaktive

Zentrum der katalytisch redoxaktiven Einheit bei einem Potential ϕ , das der Bedingung $2,0 \text{ V} \geq \phi \geq -2,0 \text{ V}$ genügt, oxidierbar und reduzierbar ist. Das Potential bezieht sich hierbei auf das freie, unmodifizierte, redoxaktive Zentrum der katalytisch redoxaktiven Einheit in einem geeigneten Lösungsmittel, gemessen gegen Normalwasserstoffelektrode. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung ist der Potentialbereich $1,7 \text{ V} \geq \phi \geq -1,7 \text{ V}$ bevorzugt, wobei der Bereich $1,4 \text{ V} \geq \phi \geq -1,2 \text{ V}$ besonders bevorzugt ist und der Bereich $0,9 \text{ V} \geq \phi \geq -0,7 \text{ V}$, in dem die redoxaktive Zentren der Anwendungsbeispiele oxidiert (und rereduziert) werden, ganz besonders bevorzugt ist.

Weiterhin zeichnet sich die katalytisch redoxaktive Einheit erfindungsgemäß dadurch aus, daß durch Einbindung der katalytisch redoxaktiven Einheit in die elektrochemische Oxidation oder Reduktion das für die redoxaktive Zentrum der Einheit spezifische Substrat elektrokatalytisch an einer Elektrode oxidiert bzw. reduziert wird, d. h. bei einem Potential bei dem in Abwesenheit der katalytisch redoxaktiven Einheit kein oder nur sehr geringer Strom fließen würde bzw. unter Entstehen eines katalytischen (Zusatz-)Stroms.

Erfindungsgemäß wird eine katalytisch redoxaktive Einheit an ein Nukleinsäure-Oligomer kovalent durch die Reaktion des Nukleinsäure-Oligomers mit der katalytisch redoxaktiven Einheit oder Teilen davon (siehe auch Abschnitt "Wege zur Ausführung der Erfindung") gebunden. Diese Bindung kann auf fünf verschiedene Arten durchgeführt werden:

a) Als reaktive Gruppe zur Bindungsbildung am Nukleinsäure-Oligomer wird eine freie Phosphorsäure-, Zucker-C-3-Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe des Oligonukleotid-Rückgrats, insbesondere eine Gruppe an einem der beiden Enden des Oligonukleotid-Rückgrats, verwendet. Die freien, endständigen Phosphorsäure-, Zucker-C-3-Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppen weisen eine erhöhte Reaktivität auf und gehen daher leicht typische Reaktionen wie z. B. Amidbildung mit (primären oder sekundären) Aminogruppen bzw. mit Säuregruppen, Esterbildung mit (primären, sekundären oder tertiären) Alkoholen bzw. mit Säuregruppen, Thioesterbildung mit (primären, sekundären oder tertiären) Thio-Alkoholen bzw. mit Säuregruppen oder die Kondensation von Amin und Aldehyd mit anschließender Reduktion der entstandenen $\text{CH}=\text{N}$ Bindung zur $\text{CH}_2\text{-NH}$ Bindung ein. Die zur kovalenten Anbindung der katalytisch redoxaktiven Einheit nötige Kopplungsgruppe (Säure-, Amin-, Alkohol-, Thioalkohol- oder Aldehydfunktion) ist entweder natürlicherweise an der katalytisch redoxaktiven Einheit vorhanden oder wird durch

chemische Modifikation der katalytisch redoxaktiven Einheit erhalten. Die Anbindung der katalytisch redoxaktiven Einheit kann komplett oder in Teilen der Einheit mit anschließender Vervollständigung der katalytisch redoxaktiven Einheit erfolgen (siehe unten).

b) Das Nukleinsäure-Oligomer ist über einen kovalent angebondenen Molekülteil (Spacer) beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge (längste durchgehende Kette von aneinander gebundenen Atomen), insbesondere der Kettenlänge 1 bis 14, am Oligonukleotid-Rückgrat bzw. an einer Base mit einer reaktiven Gruppe modifiziert. Die Modifikation erfolgt bevorzugt an einem der Enden des Oligonukleotid-Rückgrats bzw. an einer terminalen Base. Als Spacer kann z.B. ein Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkynylsubstituent verwendet werden. Mögliche einfache Reaktionen zur Ausbildung der kovalenten Bindung zwischen katalytisch redoxaktiver Einheit und des so modifizierten Nukleinsäure-Oligomers sind wie unter a) beschrieben, die Amidbildung aus Säure- und Amino-Gruppe, die Esterbildung aus Säure- und Alkohol-Gruppe, die Thioesterbildung aus Säure- und Thio-Alkohol-Gruppe oder die Kondensation von Aldehyd und Amin mit anschließender Reduktion der entstandenen $\text{CH}=\text{N}$ Bindung zur $\text{CH}_2\text{-NH}$ Bindung. Die Anbindung der katalytisch redoxaktiven Einheit kann komplett oder in Teilen der katalytisch redoxaktiven Einheit mit anschließender Vervollständigung der Einheit erfolgen (siehe unten).

c) Im Falle von katalytisch redoxaktiven Einheiten, die FAD/FADH_2 als Cofaktoren besitzen wird bei der Synthese des Nukleinsäure-Oligomers als terminale Base ein phosphoryliertes Adenin verwendet und dieses durch Fusion mit Flavin-Mononukleotid zu einem FAD-Derivat ($\beta\text{-D-2-Desoxiribose-FAD}$) modifiziert und die katalytisch redoxaktive Einheit durch Rekonstitution mit der von (einem) FAD befreiten katalytisch redoxaktiven Einheit komplettiert.

d) Bei Verwendung NAD^+/NADH -abhängiger Enzyme (Enzyme aus Cofaktor(en) und Apoprotein(en), die für einen vollständigen Ablauf des katalytischen Reaktionszyklus neben dem spezifischen Substrat auch NAD^+ bzw. NADH benötigen wie z. B. die Lactatdehydrogenase (LDH) oder die Alkoholdehydrogenase (ADH)) kann die katalytisch redoxaktive Einheit (z. B. das LDH oder ADH) an das Nukleinsäure-Oligomer angebunden werden, indem (modifiziertes) NAD^+ direkt (wie hier unter (a) beschrieben) oder über einen Spacer (wie hier unter (b) bzw. in Beispiel 3 beschrieben) kovalent an das Nukleinsäure-Oligomer gebunden wird und das NAD^+ -

abhängige Enzym dann durch nichtkovalente Wechselwirkung mit dem (modifizierten) NAD^+ -assoziiert wird.

e) Bei der Synthese des Nukleinsäure-Oligomers wird eine terminale Base bzw. ein terminales Nukleotid durch einen Cofaktor der katalytisch redoxaktiven Einheit ersetzt und die katalytisch redoxaktive Einheit durch Rekonstitution mit der von diesem Cofaktor befreiten katalytisch redoxaktiven Einheit komplettiert (siehe unten).

Erfindungsgemäß kann die Bindung der katalytisch redoxaktiven Einheit an das Nukleinsäure-Oligomer ganz oder in Teilen vor oder nach der Bindung des Nukleinsäure-Oligomers an die leitfähige Oberfläche erfolgen. So kann im Falle eines redoxaktiven Proteins/Enzyms aus Apoprotein und Cofaktor(en) statt der kompletten katalytisch redoxaktiven Einheit auch nur das Apoprotein, das Apoprotein und ein Teil der Cofaktoren oder ein oder mehrere Cofaktoren angebunden sein und die katalytisch redoxaktive Einheit wird durch anschließende Rekonstitution mit den noch fehlenden Teilen komplettiert.

Bei mehreren verschiedenen Nukleinsäure-Oligomer-Kombinationen (Test-Sites) auf einem Elektroden-Array ist es vorteilhaft, die (kovalente) Anbindung der katalytisch redoxaktiven Einheit an die Nukleinsäure-Oligomere durch geeignete Wahl der reaktiven Gruppe an den freien Nukleinsäure-Oligomerenden der verschiedenen Elektroden/Test-Sites für die gesamte Oberfläche zu vereinheitlichen, wenn die katalytisch redoxaktive Einheit nach Immobilisierung des Nukleinsäure-Oligomers an der Oberfläche angebunden werden soll.

Bei Verwendung von redoxaktiven Proteinen/Enzymen als katalytisch redoxaktiver Einheit kann die kovalente Anbindung des Nukleinsäure-Oligomers an eine beliebige, natürlicherweise vorhandene oder durch Modifikation angebrachte, reaktive Gruppe des Proteins erfolgen oder - in dem Falle, daß das redoxaktive Protein/Enzym aus Apoprotein und Cofaktor(en) besteht - an eine beliebige, ~~natürlicherweise vorhandene oder durch Modifikation angebrachte, reaktive Gruppe~~ eines (beliebigen) Cofaktors. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung ist die kovalente Anbindung an eine beliebige, natürlicherweise vorhandene oder durch Modifikation angebrachte, reaktive Gruppe eines (beliebigen) Cofaktors des Proteins bevorzugt. Ohne an mechanistische Details gebunden sein zu wollen, ist bei mehreren Cofaktoren derjenige besonders bevorzugt, der Elektronen an ein externes, ebenfalls kovalent an das Nukleinsäure-Oligomer angebundenes Oxidationsmittel abgeben oder von einem externen, ebenfalls kovalent an das

Nukleinsäure-Oligomer angebondenen Reduktionsmittel aufnehmen kann (siehe auch Abschnitt "Verfahren zur amperometrischen Detektion von Nukleinsäure-Oligomer-Hybriden").

Die leitfähige Oberfläche

Unter dem Begriff "leitfähige Oberfläche" wird erfindungsgemäß jeder Träger mit einer elektrisch leitfähigen Oberfläche beliebiger Dicke verstanden, insbesondere Oberflächen aus Platin, Palladium, Gold, Cadmium, Quecksilber, Nickel, Zink, Kohlenstoff, Silber, Kupfer, Eisen, Blei, Aluminium und Mangan.

Daneben können auch beliebige dotierte oder nicht dotierte Halbleiteroberflächen beliebiger Dicke verwendet werden. Sämtliche Halbleiter können als Reinsubstanzen oder als Gemische Verwendung finden. Als nicht einschränkend gemeinte Beispiele seien an dieser Stelle Kohlenstoff, Silizium, Germanium, α -Zinn, Cu(I)- und Ag(I)-Halogenide beliebiger Kristallstruktur genannt. Geeignet sind ebenfalls sämtliche binären Verbindungen beliebiger Zusammensetzung und beliebiger Struktur aus den Elementen der Gruppen 14 und 16, den Elementen der Gruppen 13 und 15, sowie den Elementen der Gruppen 15 und 16. Daneben können ternäre Verbindungen beliebiger Zusammensetzung und beliebiger Struktur aus den Elementen der Gruppen 11, 13 und 16 oder den Elementen der Gruppen 12, 13 und 16 verwendet werden. Die Bezeichnungen der Gruppen des Periodensystems der Elemente beziehen sich auf die IUPAC-Empfehlung von 1985.

Bindung eines Nukleinsäure-Oligomers an die leitfähige Oberfläche

Erfindungsgemäß wird ein Nukleinsäure-Oligomer direkt oder über einen Linker/Spacer mit den Oberflächenatomen oder -molekülen einer leitfähigen Oberfläche der oben beschriebenen Art verknüpft. Diese Bindung kann auf drei verschiedene Arten durchgeführt werden:

a) Die Oberfläche wird so modifiziert, daß eine reaktive Molekül-Gruppe zugänglich ist. Dies kann durch direkte Derivatisierung der Oberflächenmoleküle, z. B. durch naßchemische oder elektrochemische Oxidation/Reduktion geschehen. So kann z. B. die Oberfläche von Graphitelektroden durch Oxidation naßchemisch mit Aldehyd- oder Carbonsäure-Gruppen versehen werden. Elektrochemisch besteht z. B. die

Möglichkeit durch Reduktion in Gegenwart von Aryl-Diazoniumsalzen das entsprechende (funktionalisierte, also mit einer reaktiven Gruppe versehene) Aryl-Radikal oder durch Oxidation in Gegenwart von $R'CO_2H$ das (funktionalisierte) R' -Radikal auf der Graphit-Elektrodenoberfläche anzukoppeln. Ein Beispiel der direkten Modifikation von Halbleiteroberflächen ist die Derivatisierung von Siliziumoberflächen zu reaktiven Silanolen, d. h. Silizium-Träger mit $Si-OR''$ Gruppen an der Oberfläche, wobei R'' ebenso wie R' einen beliebigen, funktionalisierten, organischen Rest darstellt (z.B. Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkynylsubstituent). Alternativ kann die gesamte Oberfläche durch die kovalente Anbindung einer reaktiven Gruppe eines bifunktionalen Linkers modifiziert werden, so daß auf der Oberfläche eine monomolekulare Schicht beliebiger Moleküle entsteht, die, bevorzugt endständig, eine reaktive Gruppe enthalten. Unter dem Begriff "bifunktionaler Linker" wird jedes Molekül beliebiger Kettenlänge, insbesondere der Kettenlängen 2-14, mit zwei gleichen (homo-bifunktional) oder zwei verschiedenen (hetero-bifunktional) reaktiven Molekül-Gruppen verstanden.

Sollen mehrere verschiedene Test-Sites auf der Oberfläche durch Ausnutzen der Methodik der Photolithographie gebildet werden, so ist mindestens eine der reaktiven Gruppen des homo- oder hetero-bifunktionalen Linkers eine photoinduzierbar reaktive Gruppe, d. h. eine erst durch Lichteinstrahlung bestimmter oder beliebiger Wellenlänge reaktiv werdende Gruppe. Dieser Linker wird so aufgebracht, daß die/eine photoaktivierbare reaktive Gruppe nach der kovalenten Anbindung des Linkers auf der Oberfläche zur Verfügung steht. An die so modifizierte Oberfläche werden die Nukleinsäure-Oligomere kovalent angebunden, wobei diese selbst über einen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 1 - 14, mit einer reaktiven Gruppe modifiziert sind, bevorzugt in der Nähe eines Endes des Nukleinsäure-Oligomers. Bei der reaktiven Gruppe des Oligonukleotids handelt es sich um Gruppen, die direkt (oder indirekt) mit der modifizierten Oberfläche unter Ausbildung einer kovalenten Bindung reagieren. Daneben kann an die Nukleinsäure-Oligomere in der Nähe ihres zweiten Endes eine weitere reaktive Gruppe gebunden sein, wobei diese reaktive Gruppe wiederum, wie oben beschrieben, direkt oder über einen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 1 - 14, angebunden ist. Desweiteren kann die katalytisch redoxaktive Einheit (komplett oder Bestandteile davon), alternativ zu dieser weiteren reaktiven Gruppe, an diesem zweiten Ende des Nukleinsäure-Oligomers angebunden sein.

b) Das Nukleinsäure-Oligomer, das auf die leitfähige Oberfläche aufgebracht werden soll, ist über einen kovalent angebundenen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 1 - 14, mit einer oder mehreren reaktiven Gruppen modifiziert, wobei sich die reaktive Gruppen bevorzugt in der Nähe eines Endes des Nukleinsäure-Oligomers befindet. Bei den reaktiven Gruppen handelt es sich um Gruppen, die direkt mit der unmodifizierten Oberfläche reagieren können. Beispiele hierfür sind: (i) Thiol- (HS-) oder Disulfid- (S-S-) derivatisierte Nukleinsäure-Oligomere der allgemeinen Formel $(n \times \text{HS-Spacer})\text{-oligo}$, $(n \times \text{R-S-S-Spacer})\text{-oligo}$ oder $\text{oligo-Spacer-S-S-Spacer-oligo}$, die mit einer Goldoberfläche unter Ausbildung von Gold-Schwefelbindungen reagieren oder (ii) Amine, die sich durch Chemi- oder Physisorption an Platin- oder Silizium-Oberflächen anlagern. Daneben kann an die Nukleinsäure-Oligomere in der Nähe ihres zweiten Endes eine weitere reaktive Gruppe gebunden sein, wobei diese reaktive Gruppe wiederum, wie oben beschrieben, direkt oder über einen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 1 - 14, angebunden ist. Desweiteren kann die katalytisch redoxaktive Einheit (komplett oder Bestandteile davon) alternativ zu dieser weiteren reaktiven Gruppe, an diesem zweiten Ende des Oligonukleotids angebunden sein. Insbesondere Nukleinsäure-Oligomere die mit mehreren Spacer-verbrückten Thiol oder Disulfidbrücken modifiziert sind $((n \times \text{HS-Spacer})\text{-oligo}$ bzw. $(n \times \text{R-S-S-Spacer})\text{-oligo}$) haben den Vorteil, daß solche Nukleinsäure-Oligomere unter einem bestimmten Anstellwinkel gegen die leitfähige Oberfläche (Winkel zwischen der Oberflächennormalen und der Helixachse eines doppelsträngigen helikalen Nukleinsäure-Oligomers bzw. zwischen der Oberflächennormalen und der Achse senkrecht zu den Basenpaaren eines doppelsträngigen nicht-helikalen Nukleinsäure-Oligomers) aufgebracht werden können, wenn die die Thiol- bzw. Disulfid-Funktionen an das Nukleinsäure-Oligomer anbindenden Spacer, von einem Ende der Nukleinsäure her betrachtet, eine zunehmende bzw. abnehmende Kettenlänge besitzen.

c) Als reaktive Gruppe am Sonden-Nukleinsäure-Oligomer werden die ~~Phosphorsäure-, Zucker-C-3-Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppen~~ des Oligonukleotid-Rückgrats, insbesondere endständige Gruppen, verwendet. Die Phosphorsäure-, Zucker-C-3-Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppen weisen eine erhöhte Reaktivität auf und gehen daher leicht typische Reaktionen wie z. B. Amidbildung mit (primären oder sekundären) Amino- bzw. Säuregruppen, Esterbildung mit (primären, sekundären oder tertiären) Alkoholen bzw. Säuregruppen, Thioesterbildung mit (primären, sekundären oder tertiären) Thio-Alkoholen bzw. Säuregruppen oder die Kondensation von Amin und Aldehyd mit

anschließender Reduktion der entstandenen $\text{CH}=\text{N}$ Bindung zur $\text{CH}_2\text{-NH}$ Bindung ein. Die nötige Kopplungs-Gruppe zur kovalenten Anbindung an die Phosphorsäure-, Zucker-C-3-Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe ist in diesem Fall ein Teil der Oberflächenderivatisierung mit einer (monomolekularen)

Schicht beliebiger Moleküllänge, wie unter a) in diesem Abschnitt beschrieben, oder die Phosphorsäure-, Zucker-C-3-Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe kann direkt mit der unmodifizierten Oberfläche reagieren, wie unter b) in diesem Abschnitt beschrieben. Daneben kann an die Oligonukleotide in der Nähe ihres zweiten Endes eine weitere reaktive Gruppe gebunden sein, wobei diese reaktive Gruppe wiederum, wie oben beschrieben, direkt oder über einen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 1 - 14, angebunden ist. Desweiteren kann die katalytisch redoxaktive Einheit (komplett oder Bestandteile davon), alternativ zu dieser weiteren reaktiven Gruppe, an diesem zweiten Ende des Nukleinsäure-Oligomers angebunden sein.

Die Bindung des Nukleinsäure-Oligomers an die leitfähige Oberfläche kann vor oder nach der Anbindung der katalytisch redoxaktive Einheit an das Nukleinsäure-Oligomer erfolgen. Im Falle eines redoxaktiven Proteins/Enzyms aus Apoprotein und Cofaktor(en) kann statt der kompletten katalytisch redoxaktiven Einheit auch nur das Apoprotein, das Apoprotein mit einem Teil der Cofaktoren oder ein oder mehrere der Cofaktor angebunden sein und die katalytisch redoxaktive Einheit wird durch anschließende Rekonstitution mit den noch fehlenden Teilen komplettiert. Bei der Verwendung eines verknüpften (wenigstens bimolekularen) Elektron-Donor-/Elektron-Akzeptor-Komplexes als redoxaktive Einheit kann der Elektron-Akzeptor (bzw. -Donor), wie unter b) oder c) im Abschnitt "Bindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit an ein Nukleinsäure-Oligomer" beschrieben, an eine oder statt einer terminalen Base an das Nukleinsäure-Oligomer gebunden sein und der Elektron-Donor (bzw. -Akzeptor) durch anschließende kovalente Anbindung an eine reaktive Gruppe des Elektron-Akzeptors (oder -Donors) angebunden werden oder, wie unter a) im Abschnitt "Bindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit an ein Nukleinsäure-Oligomer" beschrieben, durch anschließende Anbindung an eine terminale reaktive Gruppe des Nukleinsäure-Oligomer-Rückgrats am selben Ende (siehe auch den Abschnitt "Wege zur Ausführung der Erfindung"). Alternativ kann die Bindung des Nukleinsäure-Oligomers an die leitfähige Oberfläche vor oder nach Anbinden des mit einer reaktiven Gruppe versehenen Spacers zur Bindung der katalytisch redoxaktiven Einheit erfolgen. Die Bindung des bereits modifizierten Nukleinsäure-Oligomers an die leitfähige Oberfläche, d. h. die Bindung an die Oberfläche nach der Anbindung der katalytisch redoxaktiven Einheit an das Nukleinsäure-Oligomer bzw.

nach der Anbindung von Teilen der katalytisch redoxaktiven Einheit oder nach Anbinden des mit einer reaktiven Gruppe versehenen Spacers zur Bindung der katalytisch redoxaktiven Einheit, erfolgt ebenfalls wie unter a) bis c) in diesem Abschnitt beschrieben.

Bei der Herstellung der Test-Sites muß bei der Anbindung der Einzelstrang-Nukleinsäure-Oligomere an die Oberfläche darauf geachtet werden, daß zwischen den einzelnen Nukleinsäure-Oligomeren ein genügend großer Abstand verbleibt, um zum einen den für eine Hybridisierung mit dem Target-Nukleinsäure-Oligomer nötigen Freiraum und zum anderen den für die Anbindung der katalytisch redoxaktiven Einheit nötigen Freiraum zur Verfügung zu stellen. Dazu bieten sich insbesondere drei verschiedene Vorgehensweisen (und Kombinationen daraus) an:

1.) Herstellung einer modifizierten Oberfläche durch Anbindung eines hybridisierten Nukleinsäure-Oligomers, also eine Oberflächen-Derivatisierung mit hybridisiertem Sonden-Nukleinsäure-Oligomer statt mit Einzelstrang-Sonden-Oligonukleotid. Der zur Hybridisierung verwendete Nukleinsäure-Oligomer-Strang ist unmodifiziert (die Oberflächenanbindung wird durchgeführt wie unter a) - c) in diesem Abschnitt beschrieben). Anschließend wird der hybridisierte Nukleinsäure-Oligomer-Doppelstrang thermisch dehybridisiert, wodurch eine mit Einzelstrang-Nukleinsäure-Oligomer modifizierte Oberfläche mit größerem Abstand zwischen den Sonden-Nukleinsäure-Oligomeren hergestellt wird.

2.) Herstellung einer modifizierten Oberfläche durch Anbindung eines Einzelstrang- oder Doppelstrang-Nukleinsäure-Oligomers, wobei während der Oberflächen-Derivatisierung ein geeigneter monofunktionaler Linker zugesetzt wird, der neben dem Einzelstrang- oder Doppelstrang-Nukleinsäure-Oligomer ebenfalls an die Oberfläche gebunden wird (die Oberflächenanbindung wird durchgeführt wie unter a) - c) in diesem Abschnitt beschrieben). Erfindungsgemäß hat der monofunktionale Linker eine Kettenlänge, die der Kettenlänge des Spacers zwischen der Oberfläche und dem Nukleinsäure-Oligomer identisch ist oder um maximal vier Kettenatome abweicht. Bei der Verwendung von Doppelstrang-Nukleinsäure-Oligomer zur Oberflächen-Derivatisierung wird der Nukleinsäure-Oligomer-Doppelstrang nach der gemeinsamen Anbindung des Doppelstrang-Nukleinsäure-Oligomers und des Linkers an die Oberfläche thermisch dehybridisiert. Durch die gleichzeitige Anbindung eines Linkers an die Oberfläche wird der Abstand zwischen den ebenfalls an die Oberfläche gebundenen Einzel- oder Doppelstrang-Nukleinsäure-Oligomeren

vergrößert. Im Falle der Verwendung von Doppelstrang-Nukleinsäure-Oligomer wird dieser Effekt durch die anschließende thermische Dehybridisierung noch verstärkt.

3.) Herstellung einer modifizierten Oberfläche durch Anbindung eines Einzelstrang- oder Doppelstrang-Oligonukleotids, an das die katalytisch redoxaktive Einheit bereits angebunden ist, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit einen Durchmesser von größer als 30 Å aufweist. Bei der Verwendung von Doppelstrang-Oligonukleotid wird der Oligonukleotid-Doppelstrang nach der Anbindung des Doppelstrang-Oligonukleotids an die Oberfläche thermisch dehybridisiert.

Im Bezug auf die einzelnen Schritte zur "Bindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit an ein Nukleinsäure-Oligomer" als auch zur "Bindung eines Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche" sei darauf verwiesen, daß im Abschnitt "Wege zur Ausführung der Erfindung" die verschiedenen Kombinationsmöglichkeiten der einzelnen Schritte, die zum selben Endergebnis führen, an einem Beispiel demonstriert sind (Figur 2).

Verfahren zur elektrochemischen Detektion von Nukleinsäure-Oligomer-Hybriden

Vorteilhafterweise werden gemäß dem Verfahren zur elektrochemischen Detektion von Nukleinsäure-Oligomer-Hybriden mehrere Sonden-Nukleinsäure-Oligomere unterschiedlicher Sequenz, bei der de novo Sequenzierung idealerweise alle nötigen Kombinationen des Nukleinsäure-Oligomers, auf einem Oligomer (DNA)-Chip aufgebracht, um die Sequenz eines beliebigen Target-Nukleinsäure-Oligomers oder einer (fragmentierten) Target-DNA zu detektieren bzw. um Mutationen im Target aufzuspüren und sequenzspezifisch nachzuweisen oder um das Vorhandensein bekannter Gene bzw. bekannter Nukleinsäure-Oligomere zu detektieren.

~~Dazu wird ein Array aus Mikroelektroden verwendet, das entweder aus Elektroden besteht, die einzeln und direkt an eine Strom/Spannungsquelle angeschlossen sind oder es wird ein Elektroden-Array durch Mikrostrukturierung auf einer gemeinsamen Oberfläche aufgebracht, bei dem die einzelnen Elektroden über CMOS-Technologie angesteuert und ausgelesen werden können. Auf der leitfähigen Oberfläche der Einzelelektroden (einer Test-Site) werden die Oberflächenatome oder -moleküle mit DNA-/RNA-/PNA-Nukleinsäure-Oligomeren bekannter, aber beliebiger Sequenz, wie oben beschrieben, verknüpft. In einer allgemeinsten Ausführungsform kann aber~~

auch eine einzige Elektrode mit einem einzigen Sonden-Oligonukleotid bzw. einer einzigen Sorte von Sonden-Oligonukleotiden (mit gleicher Basensequenz und mit gleicher katalytisch redoxaktiver Einheit) derivatisiert werden. Als Sonden-Nukleinsäure-Oligomere werden Nukleinsäure-Oligomere (z. B. DNA-, RNA- oder PNA-Fragmente) der Basenlänge 3 bis 50, bevorzugt der Länge 5 bis 30, besonders bevorzugt der Länge 8 bis 25 verwendet. Erfindungsgemäß wird oder ist an die Sonden-Nukleinsäure-Oligomere, wie nachfolgend beschrieben, eine katalytisch redoxaktive Einheit gebunden.

Desweiteren kann eine parallele Detektion von Hybridisierungsereignissen auch dadurch erreicht werden, daß entweder beim Aufbau der verschiedenen funktionalisierten Elektroden eines Elektroden-Arrays verschiedene katalytisch redoxaktive Einheiten für die einzelnen Elektroden des Arrays verwendet werden oder daß eine durchgängig leitfähige Oberfläche zum Aufbau der funktionalisierten Elektroden verwendet wird und die Unterscheidbarkeit molekularer Strukturen auf einem bestimmten Bereich mit identischem Elektrodenaufbau (eines bestimmten Test-Sites) innerhalb des Gesamtsystems (des kompletten Oligomer-Chips) dadurch erreicht wird, daß für die einzelnen Test-Sites verschiedene katalytisch redoxaktive Einheiten verwendet werden, die über die selektive Zugabe des jeweiligen spezifischen Substrats angesprochen werden können. Bei letzterer Variante wird aufgrund der durchgängigen leitfähigen Oberfläche die elektrochemische Antwort des gesamten Oligomerchips detektiert, die Adressierung und das Auslesen der elektrochemischen Antwort einzelner Testsites erfolgt durch die selektive Zugabe des jeweils für dieses Test-Site spezifischen Substrats.

Die Modifikation der Sonden-Nukleinsäure-Oligomere mit einer katalytisch redoxaktiven Einheit kann komplett oder in Bestandteilen der katalytisch redoxaktiven Einheit entweder vor oder nach der Bindung des Sonden-Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche erfolgen. Die verschiedenen Kombinationsmöglichkeiten der einzelnen Schritte (Reaktionssequenzen), sind mit Hilfe der Figur 2 am Beispiel einer über ein Sonden-Oligonukleotid an eine Elektrode gebundenen katalytisch redoxaktiven Einheit im Abschnitt "Wege zur Ausführung der Erfindung" demonstriert.

Unabhängig von der jeweiligen Reaktionssequenz entsteht ein Oberflächen-Hybrid der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Einheit, wobei "Einheit" repräsentativ für die katalytisch redoxaktive Einheit steht. Die Verbrückungen können natürlich auch ohne Spacer oder mit nur einem Spacer (Elek-ss-oligo-

Spacer-Einheit bzw. Elek-Spacer-ss-oligo-Einheit) durchgeführt werden. Im Beispiel der Figur 2 ist die Einheit die Glucoseoxidase (GOx), ein redoxaktives Enzym bestehend aus Apoprotein und Cofaktor. Im Beispiel der Figur 2, 3 und 4 ist die GOx über seinen Cofaktor Flavin-Adenin-Dinukleotid (FAD) in der sogenannten FAD-Protein-Bindungstasche der GOx kovalent mit dem Nukleinsäure-Oligomer verbunden. Die GOx bildet mit dem Cofaktor FAD einen 1:1 Komplex, wobei die GOx in seiner natürlichen Form als Homodimer vorkommt, aber auch in seiner erfindungsrelevanten Erscheinungsform als Monomer katalytische Aktivität aufweist. Im Beispiel der Figur 5 und 6 ist die Einheit Lactatdehydrogenase, ein NAD^+ -abhängiges Enzym, das durch nichtkovalente Wechselwirkung mit dem kovalent an das Sonden-Oligonukleotid gebundene (modifizierte) NAD^+ assoziiert.

Die elektrochemische Kommunikation zwischen der (leitfähigen) Oberfläche und der über ein Einzelstrang-Oligonukleotid verbrückten katalytisch redoxaktiven Einheit ("Einheit") in der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Einheit ist schwach oder gar nicht vorhanden.

In einem nächsten Schritt werden die Test-Sites mit der zu untersuchenden Nukleinsäure-Oligomer-Lösung (Target) in Kontakt gebracht. Dabei kommt es nur in dem Fall zur Hybridisierung, in dem die Lösung Nukleinsäure-Oligomer-Stränge enthält, die zu den an die leitfähige Oberfläche gebundenen Sonden-Nukleinsäure-Oligomeren komplementär, oder zumindest in weiten Bereichen komplementär sind. Im Falle der Hybridisierung zwischen Sonden- und Target-Nukleinsäure-Oligomer kommt es zu einer verstärkten Leitfähigkeit zwischen der Oberfläche und der katalytisch redoxaktiven Einheit, da diese nunmehr über das aus einem Doppelstrang bestehende Nukleinsäure-Oligomer verbrückt ist. Figur 3 zeigt dies schematisch am Beispiel der Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-FAD(GOx). In Figur 4 ist die Sequenz der Elektron-Transfer-Schritte in Elek-Spacer-ds-oligo-Spacer-FAD(GOx) im Detail gezeigt, während Figur 5 das Beispiel Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-PQQ- NAD^+ -LDH schematisch zeigt und Figur 6 die Sequenz der Elektron-Transfer-Schritte in Elek-Spacer-ds-oligo- NAD^+ -LDH im Detail darstellt.

Aufgrund der Hybridisierung von Sonden-Nukleinsäure-Oligomer und dem dazu komplementären Nukleinsäure-Oligomer-Strang (Target) verändert sich die elektrische Kommunikation zwischen der (leitfähigen) Oberfläche und der katalytisch redoxaktiven Einheit. Somit kann ein sequenzspezifisches Hybridisierungsereignis durch elektrochemische Verfahren wie z. B. Cyclovoltametrie, Amperometrie, Potentiometrie oder Leitfähigkeitsmessungen detektiert werden.

Bei der Cyclovoltametrie wird das Potential einer stationären Arbeitselektrode zeitabhängig linear verändert. Ausgehend von einem Potential bei dem keine Elektrooxidation oder -reduktion stattfindet, wird das Potential solange verändert bis die redoxaktive Substanz oxidiert oder reduziert wird (also Strom fließt). Nach Durchlaufen des Oxidations- bzw. Reduktionsvorgangs, der in der Strom/Spannungskurve einen zunächst ansteigenden Strom, dann einen Maximalstrom (Peak) und schließlich einen allmählich abfallenden Strom erzeugt, wird die Richtung des Potentialvorschubs umgekehrt. Im Rücklauf wird dann das Verhalten der Produkte der Elektrooxidation oder -reduktion aufgezeichnet.

Eine alternative elektrische Detektionsmethode, die Amperometrie, wird dadurch ermöglicht, daß die katalytisch redoxaktive Einheit durch Anlegen eines geeigneten, konstant gehaltenen Elektrodenpotentials zwar elektrooxidiert (elektroreduziert) werden kann, die Rereduktion (Reoxidation) der katalytisch redoxaktiven Einheit in den ursprünglichen Zustand aber nicht wie in der Cyclovoltametrie durch Änderung des Elektrodenpotentials erfolgt, sondern durch ein der Targetlösung zugesetztes geeignetes Reduktionsmittel (Oxidationsmittel), der "redoxaktiven Substanz", wodurch der Stromkreis des Gesamtsystems geschlossen wird. Solange solches Reduktionsmittel (Oxidationsmittel) vorhanden ist bzw. solange das verbrauchte Reduktionsmittel (Oxidationsmittel) an der Gegenelektrode rereduziert (reoxidiert) wird, fließt Strom, der amperometrisch detektiert werden kann und der proportional zur Zahl der Hybridisierungsereignisse ist.

Dieses Prinzip der amperometrischen Detektion soll am Beispiel der Glucoseoxidase näher erläutert werden (vgl auch Figur 3 und 4). Das mit einem Ende kovalent an die Elektrode angebundene Sonden-Oligonukleotid kann am anderen, noch freien Ende mit der vollständigen enzymatischen Einheit der Glucoseoxidase funktionalisiert werden, indem z. B. der Flavin-Adenin-Dinukleotid (FAD)-Cofaktor des Enzyms kovalent an das Sonden-Oligonukleotid angebunden wird und anschließend mit dem ~~Glucoseoxidase-Apoprotein (GOx) rekonstituiert wird.~~ Das entstandene Oberflächen-Hybrid der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-FAD(GOx) weist zwischen Elektrode und FAD keine oder nur geringe Leitfähigkeit auf. Im Falle der Hybridisierung mit dem zu "ss-oligo" komplementären Target-Oligonukleotid wird die Leitfähigkeit deutlich erhöht. Bei Zusatz des Substrats Glucose zur Target-Oligonukleotid-Lösung wird das FAD der Glucoseoxidase (FAD(GOx)) zu FADH_2 der Glucoseoxidase ($\text{FADH}_2(\text{GOx})$) reduziert, wobei Glucose zur Gluconsäure oxidiert wird. Liegt nun an der Elektrode ein geeignetes äußeres

Potential an, so daß über das hybridisierte Oligonukleotid Elektronen von $\text{FADH}_2(\text{GOx})$ an die Elektrode abgegeben werden und somit $\text{FADH}_2(\text{GOx})$ zu $\text{FAD}(\text{GOx})$ reoxidiert wird (aber weder Glucose noch Gluconsäure bei diesem Potential elektrooxidiert oder -reduziert werden kann), fließt im System Elek-Spacer-ds-oligo-Spacer- $\text{FAD}(\text{GOx})$ solange Strom wie $\text{FAD}(\text{GOx})$ durch freie Glucose reduziert wird, d. h. bis die gesamte Glucose verbraucht ist bzw. für den Fall, daß an der Gegenelektrode ein Potential anliegt, bei dem Gluconsäure zu Glucose reduziert werden kann, solange wie Gluconsäure an der Gegenelektrode reduziert wird. Dieser Strom kann amperometrisch detektiert werden und ist proportional zur Zahl der Hybridisierungsereignisse.

Bei der potentiometrischen Detektion von Hybridisierungsereignissen wird der Verlauf des Elektrodenpotentials in Abhängigkeit vom z. B. dem Substratverbrauch aufgezeichnet. Hierbei wird z. B. das Potential einer stationären Arbeitselektrode auf das "zero current" Potential E^0 des Substrats eingestellt. Bei Verbrauch von Substrat durch die katalytisch redoxaktive Einheit (im Falle der Hybridisierung) ändert sich das "zero current" Potential E^0 in Richtung des Gleichgewichtspotentials E^{eq} . Somit erhält man durch die Aufzeichnung des Potentials in Abhängigkeit von der Zeit (\sim Substratverbrauch) Aufschluß über den Hybridisierungszustand.

Kurze Beschreibung der Zeichnungen

Die Erfindung soll nachfolgend anhand von Ausführungsbeispielen im Zusammenhang mit den Zeichnungen näher erläutert werden. Es zeigen

Fig. 1 Schematische Darstellung der Oligonukleotid-Sequenzierung durch Hybridisierung auf einem Chip;

Fig. 2 Verschiedene Reaktionssequenzen zur Herstellung des Oberflächenhybrids Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx). Die katalytisch redoxaktive Einheit in diesem Oberflächenhybrid ist die Glucoseoxidase (GOx) bestehend aus Apoprotein und Flavin-Adenin-Dinukleotid- (FAD-) Cofaktor. Die GOx ist über ihren Cofaktor FAD kovalent über PQQ und einen Spacer mit dem Oligonukleotid verbunden;

Fig. 3 Schematische Darstellung der amperometrischen Meßmethode am Beispiel des Oberflächen-Hybrids Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx) aus Figur 2 (Inj.: Zugabe (Injektion) des Substrats Glucose);

Fig. 4 Detaillierte schematische Darstellung des Oberflächenhybrids Au-S(CH₂)₂-ds-oligo-Spacer-FAD(GOx) der Figur 3 mit Gold als Oberflächenmaterial, Mercaptoethanol als Spacer (-S-CH₂CH₂- Spacer) zwischen Elektrode und Oligonukleotid und -CH₂-CH=CH-CO-NH-CH₂-CH₂-NH-PQQ-NH-CH₂-CH₂- als Spacer zwischen dem Cofaktor FAD und Oligonukleotid sowie die Darstellung der Sequenz der durch das Substrat induzierten Elektron-Transfer-Schritte. Das Apoprotein des GOx ist nur als Hülle (durchgezogene Linie) angedeutet (vgl. Struktur 1). Das 12 Bp Sonden-Oligonukleotid der exemplarischen Sequenz 5'-TAGTCGGAAGCA-3' ist, als Ausschnitt, im hybridisierten Zustand gezeigt;

Fig. 5 Schematische Darstellung der amperometrischen Meßmethode am Beispiel des Oberflächen-Hybrids Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-PQQ-NAD⁺-LDH (Inj.: Zugabe (Injektion) des Substrats Lactat);

Fig. 6 Detaillierte schematische Darstellung des Oberflächenhybrids Au-S(CH₂)₂-ds-oligo-Spacer-PQQ-NAD⁺-LDH der Figur 3 mit Gold als Oberflächenmaterial, Mercaptoethanol als Spacer (-S-CH₂CH₂- Spacer) zwischen Elektrode und Oligonukleotid und und -CH₂-CH=CH-CO-NH-CH₂-CH₂-NH-PQQ-NH-CH₂-CH₂- als Spacer zwischen dem NAD⁺ und Oligonukleotid an das ADH assoziiert ist sowie die Darstellung der Sequenz der durch das Substrat induzierten Elektron-Transfer-Schritte. Das 12 bp Sonden-Oligonukleotid der exemplarischen Sequenz 5'-TAGTCGGAAGCA-3' ist, als Ausschnitt, im hybridisierten Zustand gezeigt;

Wege zur Ausführung der Erfindung

Eine Bildungseinheit einer exemplarischen Test-Site mit hybridisiertem Target, Au-S(CH₂)₂-ds-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx) der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ds-oligo-Spacer-Einheit ist in Figur 4 dargestellt. Unter Bildungseinheit wird im Rahmen der vorliegenden Erfindung die kleinste sich wiederholende Einheit einer Test-Site bzw. einer funktionalisierten Elektrode innerhalb des Elektroden-Arrays verstanden. In dem Beispiel der Figur 4 ist die Oberfläche eine Gold-Elektrode. Die Verbindung zwischen Gold-Elektrode und Sonden-Oligonukleotid wurde mit dem Linker (HO-(CH₂)₂-S)₂ aufgebaut, der mit der endständigen Phosphatgruppe am 3' Ende zu P-O-(CH₂)₂-S-S-(CH₂)₂-OH verestert wurde und nach homolytischer Spaltung der S-S Bindung an der Gold-Oberfläche je eine Au-S Bindung bewirkte, womit 2-Hydroxy-mercaptoethanol und Mercaptoethanol-verbrücktes Oligonukleotid auf der Oberfläche koadsorbiert wurde. Die katalytisch redoxaktive Einheit im Beispiel der Figur 4 ist die Glucoseoxidase (GOx), ein redoxaktives Enzym bestehend aus Apoprotein und FAD-Cofaktor(en). Im Anwendungsbeispiel ist die GOx über seinen FAD-Cofaktor kovalent mit dem Oligonukleotid verbunden, wobei zuerst freies FAD einer reaktiven Amino-Gruppe versehen wurde (siehe Beispiel 1), dann freies FAD über diese Amino-Gruppe kovalent an das Sonden-Oligonukleotid angebunden wurde (Amidbildung unter Wasserabspaltung mit einer Carbonsäure-Gruppe des PQQ, das mit einer anderen Carbonsäure-Gruppe an die terminalen Aminofunktion des -CH=CH-CO-NH-CH₂-CH₂-NH₂ Linkers an der C-5-Position des 5'-Thymins des Sondenoligonukleotids gebunden ist) und schließlich das Apoprotein der GOx an FAD rekonstituiert wurde.

Wie weiter oben bereits erwähnt, kann die Modifikation der Sonden-Oligonukleotide mit der kompletten oder mit einem Bestandteil der katalytisch redoxaktiven Einheit entweder vor oder nach der Bindung des Sonden-Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche erfolgen. Die verschiedenen Kombinationsmöglichkeiten der einzelnen Schritte, die prinzipiell zur selben Bildungseinheit einer Test-Site bzw. einer funktionalisierten Elektrode innerhalb des Elektroden-Arrays führen, sollen im folgenden mit Hilfe der Figur 2 am Beispiel des Oberflächenhybrids Au-S(CH₂)₂-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx) bzw. in seiner allgemeineren Form als Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx) dargestellt werden.

Die GOx kann durch einfache Manipulation vom FAD-Cofaktor befreit werden (vgl. Beispiel 4), so daß man GOx in zwei Bestandteile, FAD und Apoprotein, zerlegen kann. Das Sonden-Oligonukleotid ist in der Nähe der beiden Enden jeweils über

einen (beliebigen) Spacer mit (gleichen oder verschiedenen) reaktiven Gruppe versehen. In einer Reaktionssequenz "1" kann das so modifizierte Sonden-Oligonukleotid in Gegenwart eines monofunktionalen Linkers (entsprechend den Punkten a) - c) und 2.) im Abschnitt "Bindung eines Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche") gemeinsam mit dem monofunktionalen Linker kovalent an die Elektrode angebunden werden, wobei darauf geachtet wird, daß genügend monofunktionaler Linker geeigneter Kettenlänge zugesetzt wird, um zwischen den einzelnen Sonden-Oligonukleotiden genügend Freiraum für eine Hybridisierung mit dem Target-Oligonukleotid und für die Anbindung der katalytisch redoxaktiven Einheit zur Verfügung zu stellen. Danach wird an die freie, spacerverbrückte, reaktive Gruppe des Sonden-Oligonukleotids PQQ und daran N⁶-(2-Aminoethyl)-FAD (Formel 5 bzw. Beispiel 1) gebunden. Die Anbindung erfolgt wie unter a) bzw. b) im Abschnitt "Bindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit an ein Nukleinsäure-Oligomer" bzw. in Beispiel 4 beschrieben. Im letzten Schritt dieser Reaktionssequenz "1" wird dann das Apoprotein der GOx wie in Beispiel 9 beschrieben an den (modifizierten) FAD-Cofaktor rekonstituiert. In einer Variante dazu (Reaktionssequenz "2") kann das (mit Spacer und reaktiven Gruppen) modifizierte Sonden-Oligonukleotid zuerst ohne freien, monofunktionalen Linker (Spacer) kovalent an die Elektrode gebunden werden, wobei es zu einer flachen Anlagerung des Oligonukleotids kommt. Danach wird der freie, monofunktionale Linker (Spacer) kovalent an die Elektrode gebunden. Eine weitere Möglichkeit (Reaktionssequenz "3") besteht darin, das (mit Spacer und reaktiven Gruppen) modifizierte Sonden-Oligonukleotid zuerst mit PQQ und FAD zu modifizieren, dann in Gegenwart von freiem, monofunktionalen Linker (Spacer) kovalent an die Elektrode anzubinden und anschließend mit dem GOx-Apoprotein zu rekonstituieren. Schließlich kann in einer Reaktionssequenz "4" das (mit Spacer und reaktiven Gruppen) modifizierte Sonden-Oligonukleotid zuerst mit PQQ und FAD modifiziert werden, um es dann mit dem GOx-Apoprotein zu rekonstituieren und anschließend kovalent an die Elektrode zu binden. Falls, wie im Fall der GOx, die katalytisch redoxaktive Einheit einen wesentlich größeren Durchmesser aufweist als das hybridisierte ds-Oligonukleotid (größer als 30 Å), kann auf die kovalente Anbindung eines geeigneten freien, monofunktionalen Linkers (Spacers) an die Elektrode verzichtet werden, anderenfalls geschieht die Anbindung der Struktur - Spacer-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx) an die Elektrode in Gegenwart eines geeigneten, freien monofunktionalen Linkers.

Im Beispiel der Figur 2 ist die GOx über den FAD-Cofaktor kovalent mit dem Oligonukleotid verbunden. Alternativ kann statt des FAD-Cofaktors auch das Apoprotein kovalent an das Sonden-Oligonukleotid angebunden werden, es können

beliebige Kombinationen der Reaktionssequenzen "1", "2", "3" oder "4" in Figur 2 angewandt werden, solange sie zum gleichen Endprodukt führen (vgl. Figur 2) und es kann in beliebigen Reaktionsschritten statt des Einzelstrang-Sonden-Oligonukleotids das mit komplementären, unmodifizierten (Target-)Oligonukleotid hybridisierte Sonden-Oligonukleotid verwendet werden. Das Sonden-Oligonukleotid kann auch direkt, also nicht über einen Spacer verbrückt, sowohl an die Elektrode als auch an die katalytisch redoxaktive Einheit angebunden werden, wie unter c) im Abschnitt "Bindung eines Nukleinsäure-Oligomers an die leitfähige Oberfläche" bzw. a) im Abschnitt "Bindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit an ein Nukleinsäure-Oligomer" beschrieben.

Die elektrische Kommunikation zwischen der leitfähigen Oberfläche und der über ein Einzelstrang-Oligonukleotid verbrückten katalytisch redoxaktiven Einheit in der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Einheit ist schwach oder gar nicht vorhanden. Durch Behandlung der Test-Site(s) mit einer zu untersuchenden Oligonukleotid-Lösung, kommt es, im Falle der Hybridisierung zwischen Sonde und Target, zu einer verstärkten Leitfähigkeit zwischen der Oberfläche und der über ein Doppelstrang-Oligonukleotid verbrückten katalytisch redoxaktiven Einheit. Für die Bildungseinheit der exemplarische Test-Site $\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ds-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx)}$ (mit 12-Bp Sonden-Oligonukleotiden) ist dies schematisch in Figur 3 anhand amperometrischer Messungen gezeigt.

Durch Zugabe von Glucose werden Elektronen auf den FAD-Cofaktor der GOx übertragen. Liegt an der Elektrode ein geeignetes Potential an, um vom reduzierten FAD (FAD^- bzw. FAD^{2-} bzw. FADH_2) Elektronen auf die Elektrode zu übertragen, kommt es im Falle des nicht mit Target-Oligonukleotid hybridisierten Sonden-Oligonukleotids trotzdem zu keinem Stromfluß, da die Leitfähigkeit des ss-Oligonukleotids in $\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx)}$ sehr gering oder überhaupt nicht vorhanden ist. Im hybridisierten Zustand ($\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ds-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx)}$) jedoch ist die Leitfähigkeit hoch, Elektronen können vom reduzierten FAD (FAD^- bzw. FAD^{2-} bzw. FADH_2) zur Elektrode übertragen werden (unter Bildung von FAD). Dies äußert sich amperometrisch in einem deutlichen Stromfluß zwischen Elektrode und katalytisch redoxaktiver Einheit (Figur 3). Damit ist es möglich, die sequenzspezifische Hybridisierung des Targets mit den Sonden-Oligonukleotiden durch Amperometrie zu detektieren. Die einzelnen Elektron Transfer Schritte, die im Oberflächenhybrid $\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ds-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx)}$ durch das Substrat ausgelöst werden, sind in Figur 4 dargestellt. Prinzipiell kann das Oberflächenhybrid $\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ds-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx)}$

unter geeigneten äußeren Umständen auch umgekehrt geschaltet werden, so daß FAD von der Elektrode reduziert wird und reduziertes FAD (FAD^- bzw. FAD^{2-} bzw. FADH_2) von einem geeigneten Substrat in einer katalytischen Reaktion oxidiert wird.

Eine weiteres Test-Site bzw. eine weitere funktionalisierte Elektrode innerhalb des Elektoden-Arrays, $\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ds-oligo-Spacer-PQQ-NAD}^+\text{-LDH}$, der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Einheit ist in Figur 5 dargestellt. Durch Zugabe des ADH-Substrats Lactat werden Elektronen auf den FMN-Cofaktor der LDH übertragen und von diesem reduzierten FMN (FMN^- bzw. FMN^{2-} bzw. FMNH_2) direkt oder unter Beteiligung weiterer Cofaktoren der LDH auf NAD^+ weitergeleitet und schließlich vom reduzierten NAD^+ (NAD , NAD^- bzw. NADH) auf die Elektrode übertragen werden zu können. Im Falle des nicht mit Target-Oligonukleotid hybridisierten Sonden-Oligonukleotids kommt es trotzdem zu keinem Stromfluß zwischen reduziertem NAD^+ (NAD , NAD^- bzw. NADH) und Elektrode, da die Leitfähigkeit des ss-Oligonukleotids in $\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ss-oligo-Spacer-PQQ-NAD}^+\text{-LDH}$ sehr gering oder überhaupt nicht vorhanden ist. Im hybridisierten Zustand ($\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ds-oligo-Spacer-PQQ-NAD}^+\text{-LDH}$) jedoch ist die Leitfähigkeit hoch, Elektronen können vom reduzierten NAD^+ (NAD , NAD^- bzw. NADH) zur Elektrode übertragen werden (unter Bildung von NAD^+). Dies äußert sich amperometrisch in einem deutlichen Stromfluß zwischen Elektrode und katalytisch redoxaktiver Einheit (Figur 5). Damit ist es möglich, die sequenzspezifische Hybridisierung des Targets mit den Sonden-Oligonukleotiden durch Amperometrie zu detektieren. Die einzelnen Elektron Transfer Schritte, die im Oberflächenhybrid $\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ds-oligo-Spacer-PQQ-NAD}^+\text{-ADH}$ durch das Substrat ausgelöst werden, sind in Figur 6 dargestellt. Prinzipiell kann das Oberflächenhybrid $\text{Au-S(CH}_2)_2\text{-ds-oligo-Spacer-PQQ-NAD}^+\text{-LDH}$ unter geeigneten äußeren Umständen auch umgekehrt geschaltet werden, so daß NAD^+ von der Elektrode reduziert wird und reduziertes NAD^+ (NAD , NAD^- bzw. NADH) von einem geeigneten Substrat (z. B. Acetaldehyd) in einer katalytischen Reaktion oxidiert wird.

~~Da die Redoxaktivität der katalytisch redoxaktiven Einheit - auch bei passendem Elektrodenpotential - erst durch Zugabe des spezifischen Substrats ausgelöst und maximal solange aufrechterhalten wird, wie Substrat vorhanden ist, kann dies erfindungsgemäß dadurch ausgenutzt werden, daß ein bestimmtes Test-Site oder eine bestimmte Test-Site-Gruppe eines Oligomer-Chips räumlich aufgelöst wird, indem verschiedene katalytisch redoxaktive Einheiten für die verschiedenen Test-Sites (bzw. Test-Site Gruppen) verwendet werden. Dies birgt den erfindungsgemäßen Vorteil, daß die verschiedenen Test-Sites (Nukleinsäure-~~

Oligomer-Kombinationen) eines Oligomer-Chips auf eine gemeinsame, durchgängige, elektrisch leitende Oberfläche aufgebracht werden können und ein bestimmtes Test-Site oder eine bestimmte Test-Site-Gruppen einfach durch Zugabe der jeweiligen spezifische Substrate adressiert und amperometrisch detektiert werden kann. Die verschiedenen Test-Sites müssen also nicht auf einzelnen, elektrisch voneinander isolierten und zum Anlegen eines Potentials und Auslesen des Stroms einzeln ansteuerbaren (Mikro-) Elektroden aufgebracht werden.

Daneben können fehlerhafte Basenpaarungen (Basenpaar Mismatches) durch eine geänderte cyclovoltammetrische Charakteristik erkannt werden. Ein Mismatch äußert sich in einem größeren Potentialabstand zwischen den Strommaxima der Elektroreduktion und der Elektroreoxidation (Umkehrung der Elektroreduktion bei umgekehrter Potentialvorschubrichtung) bzw. der Elektrooxidation und Elektroreduktion in einem cyclovoltammetrisch reversiblen Elektronen-Transfer zwischen der elektrisch leitenden Oberfläche und der katalytisch redoxaktiven Einheit. Dieser Umstand wirkt sich vor allem in der amperometrischen Detektion günstig aus, da dort der Strom bei einem Potential getestet werden kann, bei dem zwar das perfekt hybridisierende Oligonukleotid-Target signifikant Strom liefert, nicht aber das fehlerhaft gepaarte Oligonukleotid-Target.

Beispiel 1: Modifikation des FAD zum N^6 -(2-Aminoethyl)-FAD, Formel 5, bzw. des NAD^+ zum N^6 -(2-Aminoethyl)- NAD^+ : Die Darstellung von N^6 -(2-Aminoethyl)-FAD erfolgt durch Alkylierung der N-1 Position der Adenin-Einheit von FAD mit Aziridin (Acazylopropan) unter milden, wässrigen Bedingungen (pH = 3,2 - pH = 5,5) und anschließender intramolekularer Dimroth-Umlagerung unter milden wässrigen Bedingungen (pH = 6 - 6,5, 50 °C) entsprechend der Vorschrift in Bückmann et al, 1991, European Patent 0.247.537.B1. Alternativ kann auch die Methode von Morris et al Anal. Chem. 53 (1991) 658 - 665 oder Zapelli et al. Eur. J. Biochem. 89 (1978) 491 - 499 angewandt werden. Unter gleichen Reaktionsbedingungen kann auch das N^6 -(2-Aminoethyl)- NAD^+ hergestellt werden, wenn statt FAD NAD^+ als Startsubstanz verwendet wird.

Beispiel 2: Herstellung der Oligonukleotid-Elektrode $Au-S-(CH_2)_2-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx)$: Die Herstellung von $Au-S-(CH_2)_2-ss-oligo-Spacer-PQQ-FAD(GOx)$ gliedert sich in 5 Teilabschnitte, nämlich der Darstellung der leitfähigen Oberfläche, der Derivatisierung der Oberfläche mit dem Sonden-Oligonukleotid in Gegenwart eines geeigneten monofunktionalen Linkers (Inkubationsschritt), der kovalenten Anbindung des PQQ (Redoxschritt I), der Anbindung des N^6 -(2-Aminoethyl)-FAD

(Redoxschritt II) und der Rekonstitution des Apoproteins der GOx (Rekonstitutionsschritt).

Das Trägermaterial für die kovalente Anbindung der Doppelstrang-Oligonukleotide bildet ein ca. 100 nm dünner Gold-Film auf Mica (Muskovit Plättchen). Dazu wurde in einer elektrischen Entladungskammer frisch gespaltenes Mica mit einem Argon-Ionenplasma gereinigt und durch elektrische Entladung Gold (99.99%) in einer Schichtdicke von ca. 100nm aufgebracht. Anschließend wurde der Gold-Film mit 30 % H_2O_2 , / 70 % H_2SO_4 von Oberflächenverunreinigungen befreit (Oxidation organischer Ablagerungen) und für ca. 20 Minuten in Ethanol getaucht, um an der Oberfläche adsorbierten Sauerstoff zu verdrängen. Nach Abspülen der Oberfläche mit bidestilliertem Wasser wird auf die horizontal gelagerte Oberfläche eine vorher bereitete 1×10^{-4} molare Lösung des (modifizierten) Doppelstrang-Oligonukleotids aufgetragen, so daß die komplette Gold-Oberfläche benetzt wird (Inkubationsschritt, siehe auch unten).

Zur Inkubation wurde ein doppelt modifiziertes 12 Bp Einzelstrang-Oligonukleotid der Sequenz 5'-TAGTCGGAAGCA-3' verwendet, das an der Phosphatgruppe des 3' Endes mit $(\text{HO}-(\text{CH}_2)_2-\text{S})_2$ zum $\text{P-O}-(\text{CH}_2)_2-\text{S-S}-(\text{CH}_2)_2-\text{OH}$ verestert ist. Am 5'-Ende ist die endständige Base Thymin des Oligonukleotids am C-5 Kohlenstoff mit $-\text{CH}=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{NH}_2$ modifiziert. Zu einer 2×10^{-4} molaren Lösung dieses Oligonukleotids in HEPES-Puffer (0,1 molar in Wasser, pH 7.5 mit 0.7 molarem Zusatz von TEATFB, siehe Abkürzungen) wurde ca. 10^{-4} bis 10^{-1} molar 2-Hydroxy-mercaptoethanol gegeben (oder ein anderer Thiol- oder Disulfid-Linker geeigneter Kettenlänge) und die Gold-Oberfläche eines Test-Sites komplett benetzt und 2-24h inkubiert. Während dieser Reaktionszeit wird der Disulfidspacer $\text{P-O}-(\text{CH}_2)_2-\text{S-S}-(\text{CH}_2)_2-\text{OH}$ des Oligonukleotids homolytisch gespalten. Dabei bildet der Spacer mit Au-Atomen der Oberfläche eine kovalente Au-S Bindung aus, wodurch es zu einer 1:1 Koadsorption des ss-Oligonukleotids und des abgespaltenen 2-Hydroxy-mercaptoethanols kommt. Das in der Inkubationslösung gleichzeitig anwesende, ~~freie 2-Hydroxy-mercaptoethanol wird ebenfalls durch Ausbildung einer Au-S~~ Bindung koadsorbiert (Inkubationsschritt).

Die so mit einer Monolayer aus ss-Oligonukleotid und 2-Hydroxy-mercaptoethanol modifizierte Goldelektrode wurde mit bidestilliertem Wasser gewaschen und anschließend mit einer Lösung von 3×10^{-3} molarem Chinon PQQ, 10^{-2} molarem EDC und 10^{-2} molarem sulfo-NHS in HEPES Puffer benetzt. Nach einer Reaktionszeit von ca. 1 - 4 h bilden der $-\text{CH}=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{NH}_2$ Spacer und das PQQ eine

kovalente Bindung (Amidbildung zwischen der Aminogruppe des Spacers und der C-7-Carbonsäurefunktion des PQQ, Redoxschritt I).

Anschließend wurde die so modifizierte Goldelektrode mit bidestilliertem Wasser gewaschen und mit einer Lösung von $1-10 \times 10^{-3}$ molarem Chinon-N⁶-(2-Aminoethyl)-FAD, $1-5 \times 10^{-2}$ molarem EDC und 10^{-2} molarem sulfo-NHS in HEPES Puffer benetzt. Nach einer Reaktionszeit von ca. 1 - 4 h bilden PQQ und das N⁶-(2-Aminoethyl)-FAD eine kovalente Bindung (Amidbildung zwischen der Aminogruppe des Spacers und der C-2-Carbonsäurefunktion des an das Oligonukleotid gebundenen PQQ, Redoxschritt II)

Letztendlich wurde die so modifizierte Goldelektrode mit bidestilliertem Wasser gewaschen und mit einer Lösung von ca. 5×10^{-5} molarer FAD-freier GOx in 100 mM Phosphat-Puffer, pH = 7, mit 0.5 molarem Zusatz von TEATFB bei ca. 25 °C für ca. 4 h und danach ca. 12 h bei 4 °C inkubiert, um das Apoprotein der GOx an das Oligonukleotid-gebundene N⁶-(2-Aminoethyl)-FAD zu rekonstituieren und abschließend mit ca. 4 °C kalter Pufferlösung (100 mM Phosphat, pH = 7 mit 0.5 molarem Zusatz von TEATFB) gewaschen (Rekonstitutionsschritt).

Beispiel 3: Herstellung der Oligonukleotid-Elektrode Au-S-(CH₂)₂-ss-oligo-Spacer-PQQ-NAD⁺-LDH: Die Herstellung von Au-S-(CH₂)₂-ss-oligo-Spacer-PQQ-NAD⁺-LDH gliedert sich in 5 Teilabschnitte, nämlich der Darstellung der leitfähigen Oberfläche, der Derivatisierung der Oberfläche mit dem Sonden-Oligonukleotid in Gegenwart eines geeigneten monofunktionalen Linkers (Inkubationsschritt), der kovalenten Anbindung des PQQ (Redoxschritt I), der Anbindung des N⁶-(2-Aminoethyl)-NAD⁺ (Redoxschritt II) und der Assoziation mit LDH (Assoziationsschritt).

Das Trägermaterial für die kovalente Anbindung der Doppelstrang-Oligonukleotide bildet ein ca. 100 nm dünner Gold-Film auf Mica (Muskovit Plättchen). Dazu wurde in einer elektrischen Entladungskammer frisch gespaltenes Mica mit einem Argon-Ionenplasma gereinigt und durch elektrische Entladung Gold (99.99%) in einer Schichtdicke von ca. 100nm aufgebracht. Anschließend wurde der Gold-Film mit 30 % H₂O₂, / 70 % H₂SO₄ von Oberflächenverunreinigungen befreit (Oxidation organischer Ablagerungen) und für ca. 20 Minuten in Ethanol getaucht, um an der Oberfläche adsorbierten Sauerstoff zu verdrängen. Nach Abspülen der Oberfläche mit bidestilliertem Wasser wird auf die horizontal gelagerte Oberfläche eine vorher bereitete 1×10^{-4} molare Lösung des (modifizierten) Doppelstrang-Oligonukleotids

58

aufgetragen, so daß die komplette Gold-Oberfläche benetzt wird (Inkubationsschritt, siehe auch unten).

Zur Inkubation wurde ein doppelt modifiziertes 12 Bp Einzelstrang-Oligonukleotid der Sequenz 5'-TAGTCGGAAGCA-3' verwendet, das an der Phosphatgruppe des 3'-Endes mit $(\text{HO}-(\text{CH}_2)_2\text{S})_2$ zum $\text{P-O}-(\text{CH}_2)_2\text{S-S}-(\text{CH}_2)_2\text{OH}$ verestert ist. Am 5'-Ende ist die endständige Base Thymin des Oligonukleotids am C-5 Kohlenstoff mit $-\text{CH}=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{NH}_2$ modifiziert. Zu einer 2×10^{-4} molaren Lösung dieses Oligonukleotids in HEPES-Puffer (0,1 molar in Wasser, pH 7.5 mit 0.7 molarem Zusatz von TEATFB, siehe Abkürzungen) wurde ca. 10^{-4} bis 10^{-1} molar 2-Hydroxy-mercaptoethanol gegeben (oder ein anderer Thiol- oder Disulfid-Linker geeigneter Kettenlänge) und die Gold-Oberfläche eines Test-Sites komplett benetzt und 2-24h inkubiert. Während dieser Reaktionszeit wird der Disulfidspacer $\text{P-O}-(\text{CH}_2)_2\text{S-S}-(\text{CH}_2)_2\text{OH}$ des Oligonukleotids homolytisch gespalten. Dabei bildet der Spacer mit Au-Atomen der Oberfläche eine kovalente Au-S Bindung aus, wodurch es zu einer 1:1 Koadsorption des ss-Oligonukleotids und des abgespaltenen 2-Hydroxy-mercaptoethanols kommt. Das in der Inkubationslösung gleichzeitig anwesende, freie 2-Hydroxy-mercaptoethanol wird ebenfalls durch Ausbildung einer Au-S Bindung koadsorbiert (Inkubationsschritt).

Die so mit einer Monolayer aus ss-Oligonukleotid und 2-Hydroxy-mercaptoethanol modifizierte Goldelektrode wurde mit bidestilliertem Wasser gewaschen und anschließend mit einer Lösung von 3×10^{-3} molarem Chinon PQQ, 10^{-2} molarem EDC und 10^{-2} molarem sulfo-NHS in HEPES Puffer benetzt. Nach einer Reaktionszeit von ca. 1 - 4 h bilden der $-\text{CH}=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{NH}_2$ Spacer und das PQQ eine kovalente Bindung (Amidbildung zwischen der Aminogruppe des Spacers und der C-7-Carbonsäurefunktion des PQQ, Redoxschritt I).

Anschließend wurde die so modifizierte Goldelektrode mit bidestilliertem Wasser gewaschen und mit einer Lösung von $1-10 \times 10^{-3}$ molarem Chinon N^6 -(2-Aminoethyl)- NAD^+ , $1-5 \times 10^{-2}$ molarem EDC und 10^{-2} molarem sulfo-NHS in HEPES Puffer benetzt. Nach einer Reaktionszeit von ca. 1 - 4 h bilden PQQ und das N^6 -(2-Aminoethyl)- NAD^+ eine kovalente Bindung (Amidbildung zwischen der Aminogruppe des Spacers und der C-2-Carbonsäurefunktion des an das Oligonukleotid gebundenen PQQ, Redoxschritt II)

Letztendlich wurde die so modifizierte Goldelektrode mit bidestilliertem Wasser gewaschen und mit einer Lösung von LDH (5mg/mL) in 10 mM Tris, pH = 7, mit 0.7

molarem Zusatz von TEATFB bei ca. 4 °C für ca. 1 h inkubiert, um LDH an das Oligonukleotid-gebundene N⁶-(2-Aminoethyl)-NAD⁺ zu assoziieren und abschließend mit ca. 4 °C kalter Pufferlösung (10 mM Tris, pH = 7 mit 0.7 molarem Zusatz von TEATFB) gewaschen (Assoziationsschritt).

Beispiel 4: *Darstellung des Apoproteins von Glucoseoxidase / Extraktion des FAD aus Glucoseoxidase:* Glucoseoxidase (GOx) in Phosphat-Puffer (80mg GOx in 14mL Puffer) mit Zusatz von 6mL Glycerin wird in einem Salz/Eisbad auf -4 °C abgekühlt, stark gerührt und allmählich mit 2,5 %iger H₂SO₄ (v/v) versetzt bis der pH-Wert auf pH = 1,4 sinkt und so 2.5 h auf dem Eisbad inkubiert. Anschließend wird das Apoprotein säulenchromatographisch erhalten. Dazu wird eine Sephadex G-50 Säule mit 30% Glycerin in Wasser (v/v) equilibriert und mit konz. H₂SO₄ auf pH = 1,4 gebracht, auf 4 °C gekühlt und die Inkubationslösung aufgetragen. Der Proteinpeak wird bei einer Flußrate von 1,3 mL/min eluiert und in einem Vorratsbehälter mit 0.4 molarem Phosphat-Puffer (4 mL mit Zusatz von 200mg Rinderserum-Albumin und 400mg Aktivkohle) aufgefangen (der Proteinpeak kann durch UV-Absorption des Eluats erkannt werden). Das Protein enthaltende Eluat wird auf pH = 7 eingestellt und die Aktivkohle durch Filtration (0.8µm und anschließend 0.22 µm Millipore Filter) entfernt. Schließlich wird 10 %iges Natriumazid in Wasser (w/v) zugegeben bis die Gesamt-Konzentration des Natriumazids 0.1% (w/v) beträgt.

Patentansprüche

- 1.) Durch Anbindung einer katalytisch redoxaktiven Einheit modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer, dadurch gekennzeichnet, daß die katalytisch redoxaktive Einheit ein oder mehrere Elektron-Donor-Moleküle und/oder ein oder mehrere Elektron-Akzeptor-Moleküle und ein oder mehrere Makromoleküle enthält.
- 2.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß die katalytisch redoxaktive Einheit kovalent angebunden ist.
- 3.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß die katalytisch redoxaktive Einheit über einen oder mehrere der Cofaktoren kovalent angebunden ist.
- 4.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß die katalytisch redoxaktive Einheit über einen oder mehrere der Makromoleküle kovalent angebunden ist.
- 5.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß die katalytisch redoxaktive Einheit ein redoxaktives Enzym ist.
- 6.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der vorhergehenden Ansprüche, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit die native oder modifizierte Glucoseoxidase ist.
- 7.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der Ansprüche 1-5, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit die native oder modifizierte Alkoholdehydrogenase oder Fruktosedehydrogenase ist.
- 8.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der Ansprüche 1-5, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit die native oder modifizierte Lactatdehydrogenase ist.

- 9.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der Ansprüche 1-5, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit eine native oder modifizierte Peroxidase ist.
- 10.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der Ansprüche 1 bis 9, dadurch gekennzeichnet, daß eines oder mehrere der Elektron-Donor- und/oder Elektron-Akzeptor-Molekül(e) Farbstoffe sind, insbesondere Flavine, oder (Metallo-) Porphyrine bzw. Derivate davon.
- 11.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der Ansprüche 1 bis 9, dadurch gekennzeichnet, daß eines oder mehrere der Elektron-Donor- und/oder Elektron-Akzeptor-Molekül(e) Nikotinsäureamide oder Chinone sind, insbesondere Pyrrolo-Chinolin-Chinone (PQQ) bzw. Derivate davon.
- 12.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der vorhergehenden Ansprüche, wobei das modifizierte Nukleinsäure-Oligomer sequenzspezifisch Einzelstrang-DNA, RNA und/oder PNA binden kann.
- 13.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 12, wobei das modifizierte Nukleinsäure-Oligomer ein Desoxyribonukleinsäure-, Ribonukleinsäure-, ein Peptidnukleinsäure-Oligomer oder ein Nukleinsäure-Oligomer mit strukturell analogem Rückgrat ist.
- 14.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der vorhergehenden Ansprüche, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit kovalent alternativ an eine der Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppen oder an einen Zucker, insbesondere an eine Zucker-Hydroxy-Gruppe, des Nukleinsäure-Oligomer-Rückgrats gebunden ist.
- 15.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der Ansprüche 1 - 13, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit alternativ kovalent an eine Thiol-, Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe einer modifizierten Base des Nukleinsäure-Oligomers angebunden ist.
- 16.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 15, dadurch gekennzeichnet, daß die reaktive Thiol-, Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe der Base kovalent über einen verzweigten oder unverzweigten Molekülteil beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge an die Base gebunden ist, wobei die kürzeste durchgehende Verbindung zwischen der

Thiol-, Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe und der Base ein verzweigtes oder unverzweigtes Molekülteil mit einer Kettenlänge von 1 - 20 Atomen, insbesondere von 1 - 14 Atomen, ist.

-
- 17.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der Ansprüche 14 - 16, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit an ein Ende des Nukleinsäure-Oligomer-Rückgrats bzw. an eine endständige, modifizierte Base angebunden ist.
- 18.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der vorhergehenden Ansprüche, dadurch gekennzeichnet, daß die katalytisch redoxaktive Einheit nach Anbindung an das Nukleinsäure-Oligomer katalytische Aktivität besitzt.
- 19.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der vorhergehenden Ansprüche, dadurch gekennzeichnet, daß die katalytisch redoxaktive Einheit nach Anbindung an das Nukleinsäure-Oligomer elektrokatalytische Aktivität besitzt.
- 20.) Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der vorhergehenden Ansprüche, dadurch gekennzeichnet, daß mehrere katalytisch redoxaktive Einheiten an das Nukleinsäure-Oligomer angebunden sind.
- 21.) Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers wie in einem der vorhergehenden Ansprüche definiert, wobei eine katalytisch redoxaktive Einheit kovalent an ein Nukleinsäure-Oligomer angebunden wird.
- 22.) Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers nach Anspruch 21, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit durch kovalente Anbindung eines oder mehrerer Elektron-Donor-Molekül(e) an ein Nukleinsäure-Oligomer angebunden wird.
-
- ~~23.) Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers nach Anspruch 21, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit durch kovalente Anbindung eines oder mehrerer Elektron-Akzeptor-Molekül(e) an ein Nukleinsäure-Oligomer angebunden wird.~~
- 24.) Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers nach Anspruch 21, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit durch kovalente Anbindung eines oder mehrerer Makromoleküle bzw. durch kovalente

Anbindung eines oder mehrerer Proteine an ein Nukleinsäure-Oligomer angebunden wird.

-
- 25.) Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers nach den Ansprüchen 22 - 24, wobei die katalytisch redoxaktive Einheit durch Zugabe von einem oder mehreren Elektron-Akzeptor-Molekül(en), einem oder mehreren Elektron-Donor-Molekül(en), einem oder mehreren Makromolekülen und/oder einem oder mehreren Proteinen vervollständigt wird.
- 26.) Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers nach einem der Ansprüche 21 - 25, wobei das Nukleinsäure-Oligomer alternativ durch eine oder mehrere Amidbildungen mit Amin- oder mit Säure-Gruppen der katalytisch redoxaktiven Einheit, durch eine oder mehrere Esterbildungen mit Alkohol- oder mit Säure-Gruppen der katalytisch redoxaktiven Einheit, durch Thioesterbildung mit Thio-Alkohol- oder mit Säure-Gruppen der katalytisch redoxaktiven Einheit bzw. durch Kondensation einer oder mehrerer Amin-Gruppen des Nukleinsäure-Oligomers mit Aldehyd-Gruppen der katalytisch redoxaktiven Einheit und anschließender Reduktion der entstandenen Kohlenstoff-Stickstoff-Doppelbindung an die katalytisch redoxaktive Einheit gebunden wird.
- 27.) Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers nach einem der Ansprüche 21 - 26, wobei an die katalytisch redoxaktive Einheit kovalent eine oder mehrere verzweigte oder unverzweigte Molekülteile beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge angebunden ist und die verzweigten oder unverzweigten Molekülteile alternativ eine reaktive Amin-, Hydroxy-, Thiol-, Säure- oder Aldehyd-Gruppe zur kovalenten Anbindung an ein Nukleinsäure-Oligomer besitzen.
-
- 28.) Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers nach Anspruch 27, wobei die kürzeste durchgehende Verbindung zwischen dem Nukleinsäure-Oligomer und der katalytisch redoxaktiven Einheit ein verzweigtes oder unverzweigtes Molekülteil mit einer Kettenlänge von 1 - 20 Atomen, insbesondere von 1 - 14 Atomen, ist.
- 29.) Modifizierte leitfähige Oberfläche, dadurch gekennzeichnet, daß eine oder mehrere Arten von modifizierten Nukleinsäure-Oligomeren gemäß einem der Ansprüche 1 bis 20 an eine leitfähige Oberfläche angebunden sind.

- 30.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 29, wobei die Oberfläche aus einem Metall oder einer Metallegierung besteht, insbesondere einem Metall ausgewählt aus der Gruppe Platin, Palladium, Gold, Cadmium, Quecksilber, Nickel, Zink, Kohlenstoff, Silber, Kupfer, Eisen, Blei, Aluminium, Mangan und deren Mischungen.
-
- 31.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 29, wobei die Oberfläche aus einem Halbleiter besteht, insbesondere einem Halbleiter ausgewählt aus der Gruppe Kohlenstoff, Silizium, Germanium und -Zinn.
- 32.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 29, wobei die Oberfläche aus einer binären Verbindung der Elemente der Gruppen 14 und 16, einer binären Verbindung der Elemente der Gruppen 13 und 15, einer binären Verbindung der Elemente der Gruppen 15 und 16, oder einer binären Verbindung der Elemente der Gruppen 11 und 17 besteht, insbesondere aus einem Cu(I)-Halogenid oder einem Ag(I)-Halogenid.
- 33.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 29, wobei die Oberfläche aus einer ternären Verbindung der Elemente der Gruppen 11, 13 und 16 oder einer ternären Verbindung Elemente der Gruppen 12, 13 und 16 besteht.
- 34.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach den Ansprüchen 29 - 33, wobei die Anbindung der modifizierten Nukleinsäure-Oligomere an die leitfähige Oberfläche kovalent oder durch Chemi- bzw. Physisorption erfolgt.
- 35.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach einem der Ansprüche 29 - 34, wobei alternativ eine der Phosphorsäure-, Carbonsäure-, Amin- oder eine Zucker-Gruppe, insbesondere eine Zucker-Hydroxy-Gruppe, des Nukleinsäure-Oligomer-Rückgrats kovalent oder durch Chemi- bzw. Physisorption an die leitfähige Oberfläche angebunden ist.
-
- 36.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach einem der Ansprüche 29 - 34, dadurch gekennzeichnet, daß alternativ eine Thiol-, Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe einer modifizierten Base des Nukleinsäure-Oligomers kovalent oder durch Chemi- bzw. Physisorption an die leitfähige Oberfläche angebunden ist.
- 37.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach den Ansprüchen 35 oder 36, wobei das modifizierte Nukleinsäure-Oligomer über eine Gruppe am Ende des

Nukleinsäure-Oligomer-Rückgrats bzw. über eine Gruppe einer endständigen, modifizierten Base an die leitfähige Oberfläche gebunden ist.

-
- 38.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach den Ansprüchen 29 - 37, wobei an die leitfähige Oberfläche verzweigte oder unverzweigte Molekülteile beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge kovalent oder durch Chemi- bzw. Physisorption angebunden sind und die modifizierten Nukleinsäure-Oligomere kovalent an diese Molekülteile angebunden sind.
- 39.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 38, wobei die kürzeste durchgehende Verbindung zwischen der leitfähigen Oberfläche und dem Nukleinsäure-Oligomer ein verzweigtes oder unverzweigtes Molekülteil mit einer Kettenlänge von 1 - 20 Atomen, insbesondere von 1 - 12 Atomen, ist.
- 40.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach den Ansprüchen 38 oder 39, wobei der verzweigte oder unverzweigte Molekülteil alternativ an eine Phosphorsäure-, Carbonsäure-, eine Amin- oder eine Zucker-Gruppe, insbesondere eine Zucker-Hydroxy-Gruppe, des Nukleinsäure-Oligomer-Rückgrats oder eine Thiol-, Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe einer modifizierten Base des Nukleinsäure-Oligomers angebunden ist.
- 41.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 40, wobei der verzweigte oder unverzweigte Molekülteil an eine Phosphorsäure-, Zucker-Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe am Ende des Nukleinsäure-Oligomer-Rückgrats bzw. eine Thiol-, Hydroxy-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppe einer endständigen, modifizierten Base gebunden ist.
- 42.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach einem der Ansprüche 29 - 41, dadurch gekennzeichnet, daß jeweils überwiegend eine Art von modifizierten Nukleinsäure-Oligomeren in einem räumlich begrenzten Bereich der leitfähigen Oberfläche angebunden ist.
-
- 43.) Modifizierte leitfähige Oberfläche nach einem der Ansprüche 29 - 41, dadurch gekennzeichnet, daß jeweils ausschließlich eine Art von modifizierten Nukleinsäure-Oligomeren in einem räumlich begrenzten Bereich der leitfähigen Oberfläche angebunden ist.

44.) Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche wie in den Ansprüchen 29 - 43 definiert, dadurch gekennzeichnet, daß ein oder mehrere Arten von modifizierten Nukleinsäure-Oligomeren auf eine leitfähige Oberfläche aufgebracht werden.

45.) Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche wie in den Ansprüchen 29 - 43 definiert, dadurch gekennzeichnet, daß ein oder mehrere Arten von Nukleinsäure-Oligomeren auf eine leitfähige Oberfläche aufgebracht werden und anschließend eine Modifikation der Nukleinsäure-Oligomere durch ein Verfahren gemäß den Ansprüchen 21 - 28 durchgeführt wird.

46.) Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche nach Anspruch 44 oder 45, wobei die Nukleinsäure-Oligomere oder die modifizierten Nukleinsäure-Oligomere mit dem dazu jeweils komplementären Nukleinsäure-Oligomerstrang hybridisiert werden und in Form des Doppelstranghybrids auf die leitfähige Oberfläche aufgebracht werden.

47.) Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche nach den Ansprüchen 44 oder 45, wobei das Nukleinsäure-Oligomer oder das modifizierte Nukleinsäure-Oligomer in Gegenwart von weiteren chemischen Verbindungen, die ebenfalls an die leitfähige Oberfläche angebunden werden, auf die leitfähige Oberfläche aufgebracht wird.

48.) Verfahren zur elektrochemischen Detektion von Oligomer-Hybridisierungsereignissen, dadurch gekennzeichnet, daß eine oder mehrere modifizierte leitfähige Oberflächen, wie in den Ansprüchen 29 - 43 definiert, mit Nukleinsäure-Oligomeren in Kontakt gebracht werden und anschließend eine Detektion der elektrischen Kommunikation zwischen der katalytisch redoxaktiven Einheit und der jeweiligen leitfähigen Oberfläche erfolgt.

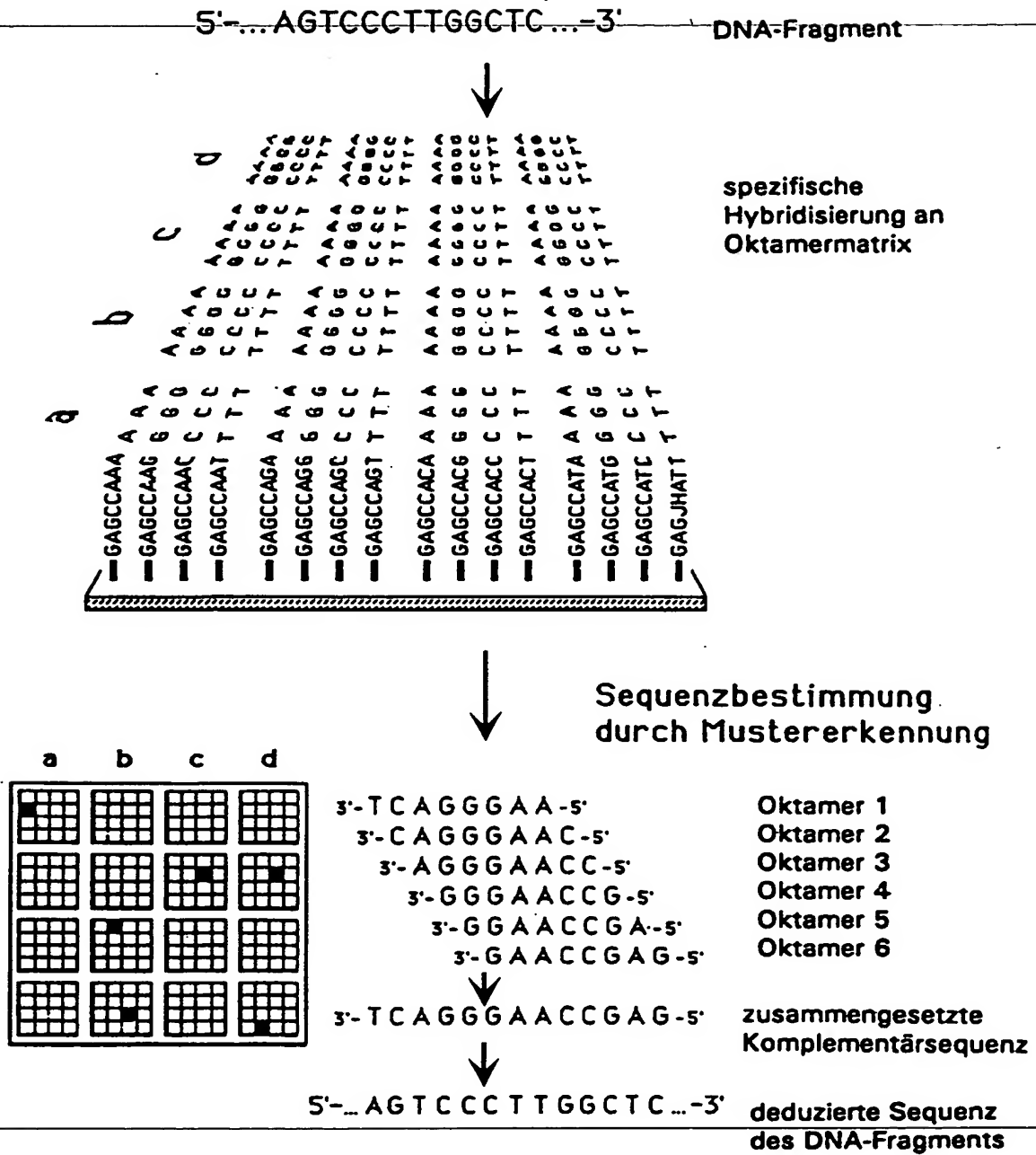
49.) Verfahren nach Anspruch 48, wobei die Detektion cyclovoltametrisch, amperometrisch, potentiometrisch oder durch Leitfähigkeitsmessung erfolgt.

50.) Verfahren zur elektrochemischen Detektion nach den Ansprüchen 48 oder 49, dadurch gekennzeichnet, daß die elektrochemische Detektion durch Zugabe des Substrats zu der über ein Nukleinsäure-Oligomer an die leitfähige Oberfläche angebundenen katalytisch redoxaktive Einheit gestartet wird.

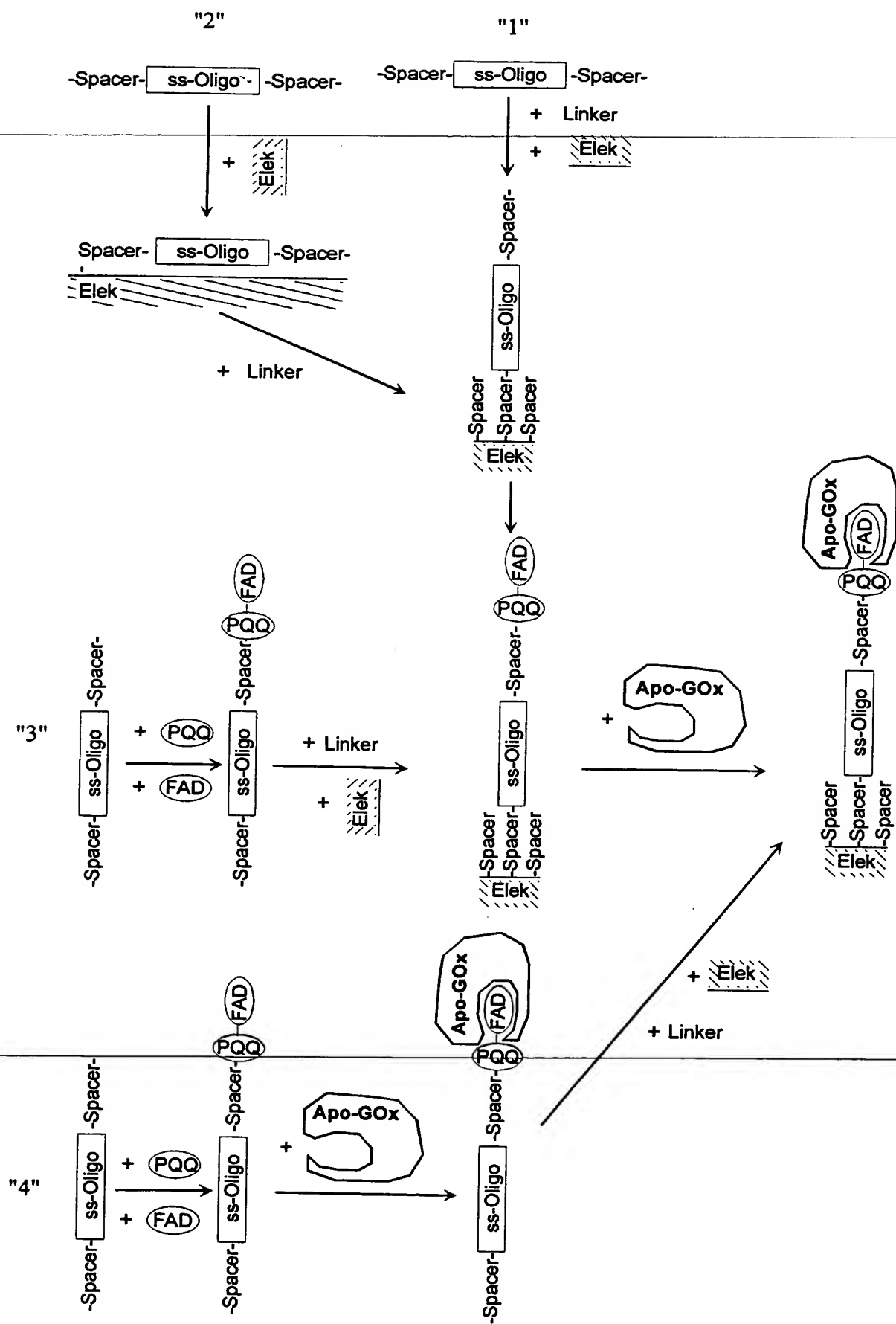
51.) Verfahren nach Anspruch 50, wobei die Zugabe des Substrats zu der über ein Nukleinsäure-Oligomer an die leitfähige Oberfläche angebundenen katalytisch redoxaktive Einheit auf einen Bereich der leitfähigen Oberfläche mit einer oder mehreren modifizierten Nukleinsäure-Oligomeren-Arten begrenzt wird.

52.) Verfahren nach Anspruch 50 oder 51, wobei das Substrat eine freie, nicht an ein Nukleinsäure-Oligomer gebundene, aber mit dem Nukleinsäure-Oligomer in Kontakt stehende, redoxaktive Substanz ist und bei einem Potential selektiv oxidierbar und reduzierbar ist, wobei der Bedingung $2,0 \text{ V} - 2,0 \text{ V}$, gemessen gegen Normalwasserstoffelektrode, genügt.

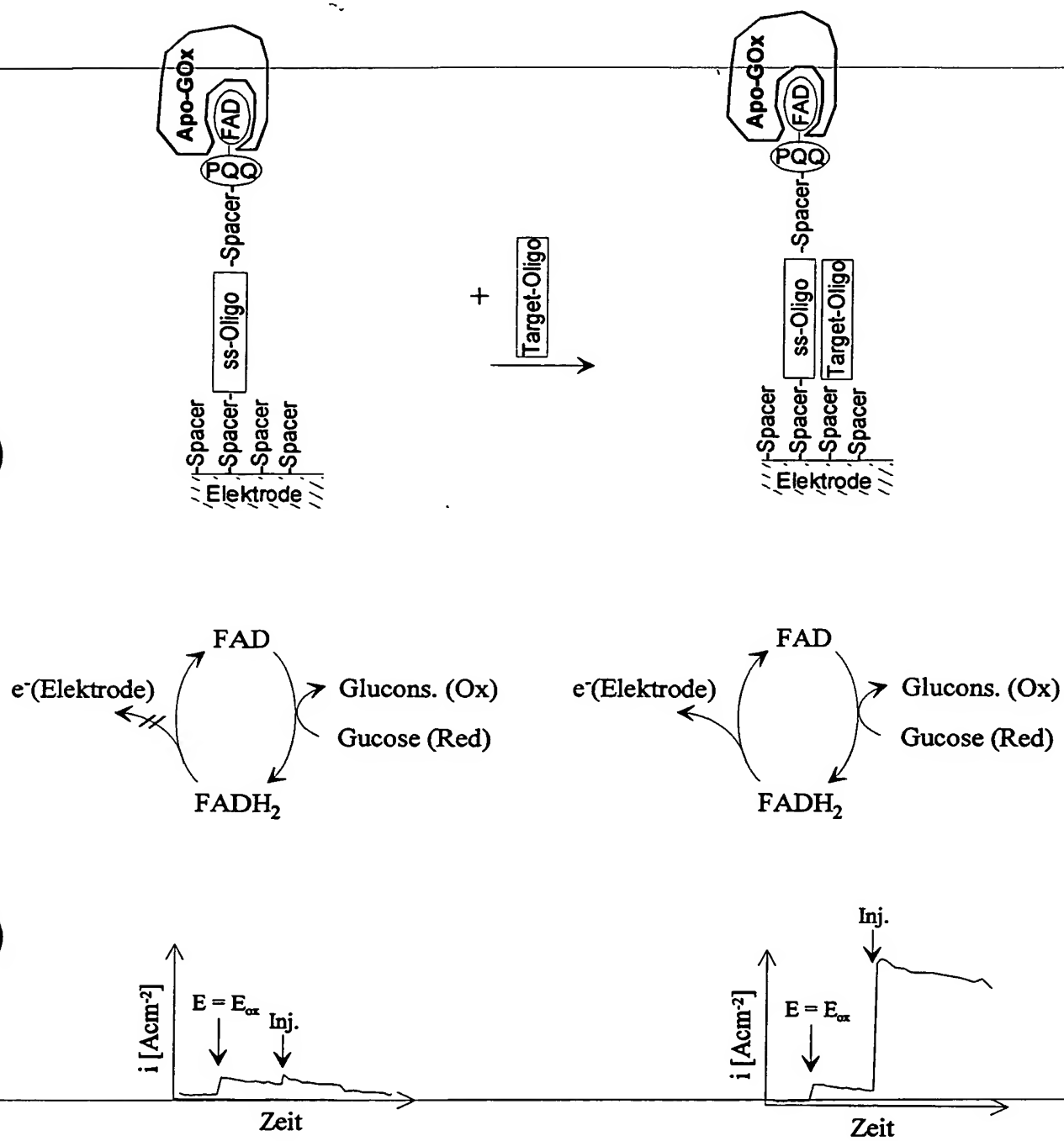
Figur 1



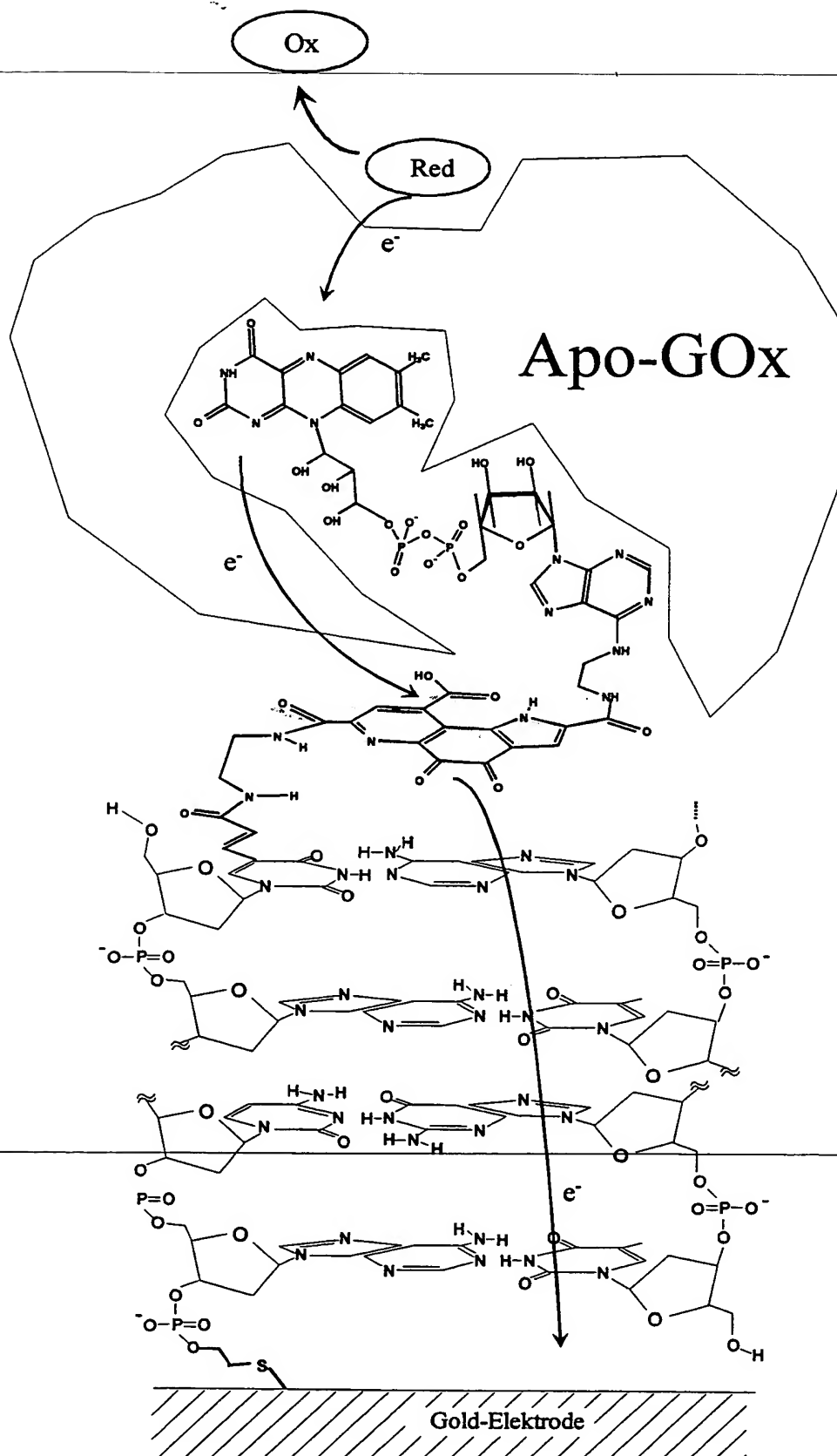
Figur 2



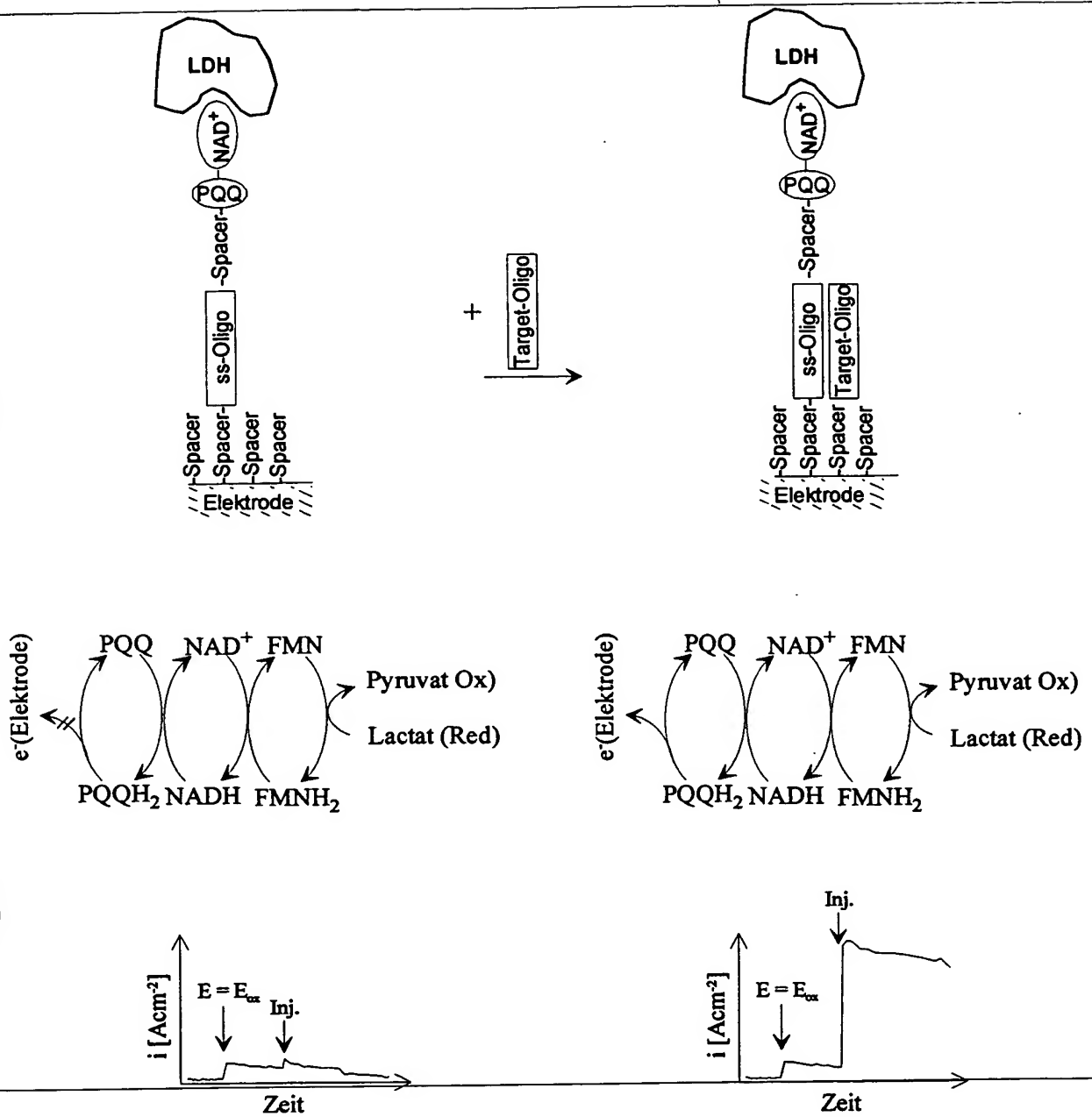
Figur 3



Figur 4



Figur 5



Figur 6

